

Università degli Studi di Napoli “Federico II”

C.I.R.A.M.
Centro Interdipartimentale di Ricerca Ambiente

Dottorato di ricerca in
ANALISI DEI SISTEMI AMBIENTALI
XXVI CICLO

**Caratterizzazione ambientale di siti costieri mediterranei attraverso associazioni a
foraminiferi bentonici e ostracodi**

Roberta Parisi

Tutor:

Prof. ssa Diana Barra

Co-Tutor:

Prof. Marco Guida

Coordinatore del dottorato:

Prof. Maurizio Fedi

Anno accademico 2013/2014

Indice

Introduzione	4
Capitolo 1	
Indicatori ecologici	
1.1 Foraminiferi	6
1.2 Foraminiferi bentonici come indicatori ecologici	7
1.3 Ostracodi	12
1.4 Ostracodi come indicatori ecologici	12
Capitolo 2	
Parametri chimici ed ecotossicologia	
2.1 Metalli ed elementi in traccia.....	18
2.2 Idrocarburi e IPA	22
2.3 Ecotossicologia	24
Capitolo 3	
Materiali e metodi	27
3.1 Trattamento dei campioni	28
3.2 Analisi ecologiche	28
3.3 Analisi chimiche	29
3.4 Analisi ecotossicologiche	30
3.5 Analisi statistiche	30
Capitolo 4	
Pozzuoli	32
4.1 Area di studio	32
4.2 Analisi chimiche	34
4.3 Analisi ecotossicologiche	35
4.4 Analisi ecologiche	38
4.5 Analisi statistiche e discussione dei dati	43
4.6 Conclusioni	54
Capitolo 5	
Torregaveta - Cuma	79
5.1 Area di studio	79
5.2 Analisi chimiche	81
5.3 Analisi ecotossicologiche	82
5.4 Analisi ecologiche	84
5.5 Analisi statistiche e discussione dei dati	89
5.6 Conclusioni	98

Capitolo 6	
Silivri	121
6.1 Area di studio	121
6.2 Analisi chimiche	123
6.3 Analisi ecotossicologiche	123
6.4 Analisi ecologiche	124
6.5 Analisi statistiche e discussione dei dati	130
6.6 Conclusioni	139
Capitolo 7	
Confronto tra le aree di studio.....	160
Capitolo 8	
Conclusioni	172
Appendici	
1. Metodologie saggi ecotossicologici	175
2. Tabelle delle abbondanze relative	186
- Pozzuoli: foraminiferi bentonici e ostracodi	187
- Torregaveta-Cuma : foraminiferi bentonici e ostracodi	199
- Silivri: foraminiferi bentonici e ostracodi	209
Ringraziamenti	218
Bibliografia	219

Introduzione

L'ambiente costiero, la zona di transizione tra terra e mare, è un sistema molto complesso. Rappresenta un ecosistema dinamico e molto diversificato, con gradienti ambientali sia spaziali che temporali, e ha un ruolo vitale nell'economia di una nazione in virtù delle sue risorse, produttività dell'habitat e ricchezza in termini di biodiversità.

Le aree costiere sono state tradizionalmente luoghi di insediamento umano, circa il 38% della popolazione mondiale vive entro 100 chilometri dalla costa, portando a continui sviluppi di città, industrie e altre attività umane con destabilizzazione degli ecosistemi acquatici. L'impatto delle attività industriali, domestiche, agricole, minerarie, lo sviluppo urbano, commerciale e residenziale, il turismo, la creazione di spiagge, porti e porticcioli, cambiamenti nel tasso di sedimentazione, introduzione di piante o specie animali esotiche hanno portato a forti cambiamenti e degradazione del sistema.

A queste fonti di inquinamento da terra si aggiungono le attività di ricerca ed estrazione di gas e petrolio, la navigazione, eventuali incidenti e sversamenti in mare, interventi di dragaggio e bonifica. Acque reflue, rifiuti domestici, pesticidi, sostanze chimiche tossiche, metalli pesanti, rifiuti radioattivi, liquidi refrigeranti, idrocarburi giungono nelle acque costiere e diversi elementi o composti tossici permangono nei sedimenti. Ciò provoca effetti deleteri sugli ecosistemi marini, danni alle risorse biologiche, rischi per la salute umana, ostacoli per attività marine, tra cui la pesca, compromettendo sia la qualità dell'ambiente che l'uso per le diverse attività antropiche connesse. Pertanto, vi è un interesse notevole per il controllo dell'inquinamento costiero.

Scarichi agricoli possono arricchire i sedimenti di elementi nutritivi e residui di pesticidi, i primi dei quali possono causare eutrofizzazione e deterioramento della qualità delle acque (Moss, 1996; Wilson et al., 1993). Oltre all'arricchimento di nutrienti anche i metalli e gli elementi in traccia come alluminio, arsenico, cadmio, rame, piombo, nichel, mercurio, selenio, argento e zinco possono agire come contaminanti dell'ambiente acquatico e possono avere sia fonti naturali che antropogeniche. I sedimenti agiscono da ricettacolo per molti contaminanti sia naturali che antropici che entrano nei sistemi marini costieri e possono conservare molte informazioni sulla tipologia, fonte e percorso dell'inquinante. Ma bisogna considerare anche le concentrazioni di fondo naturale, in gran parte determinate dalla geologia del bacino, che possono essere molto variabili (Jacinski, 1995). Grazie alla capacità dei sedimenti di assorbire, immobilizzare, riciclare e trasformare i prodotti chimici tossici attraverso processi biologici e chimici, gli effetti dell'inquinamento non possono essere evidenziati direttamente (Campbell & Tessier, 1989; Degetto et al., 1997). La presenza di questi inquinanti, a seconda della quantità e della capacità di mobilitazione, può risultare tossica per gli organismi bentonici ed epibentonici, che vivono gran parte del loro ciclo di vita entro o sopra i primi centimetri di sedimento del fondale marino. Gli inquinanti possono causare grandi cambiamenti ecologici, e valutare la loro concentrazione e biodisponibilità è di fondamentale importanza, per poter fornire una stima adeguata delle condizioni dell'ecosistema. A causa della forte variabilità del sistema costiero singole misurazioni chimiche non sono sufficienti per una valutazione corretta della "salute" dell'ambiente (Frontalini & Coccioni, 2011).

Oltre all'acquisizione di dati sulle sostanze inquinanti presenti, è fondamentale conoscere l'impatto sulla componente biotica presente, preferibilmente su lungo periodo, per comprendere meglio la natura e l'entità dell'impatto e considerare le eventuali misure di ripristino da adottare. Un monitoraggio continuo è importante per ottenere informazioni non solo sulla fonte inquinante ma anche sui percorsi di distribuzione delle sostanze tossiche e gli effetti a lungo termine sul biota.

Nel presente studio si valuta lo stato ambientale di 3 aree costiere mediterranee, attraverso un approccio multivariato, che include analisi chimiche dei sedimenti, test ecotossicologici e lo studio di comunità bentoniche marine incluse nella meiofauna.

In particolare, si pone l'attenzione sullo studio di due gruppi sistematici del meiobenthos: i foraminiferi bentonici e gli ostracodi. La struttura delle associazioni, l'abbondanza, la diversità, in relazione ai fattori ambientali esterni (naturali e antropici), possono fornire dati utili per la valutazione della contaminazione dell'ecosistema costiero (Pati & Patra, 2012).

Le indagini eco-tossicologiche sono state effettuate attraverso l'utilizzo di tre bioindicatori differenti: *Vibrio fischeri* (batteri bioluminescenti), *Dunaliella tertiolecta* (Clorophyta, alghe verdi unicellulari) e *Artemia salina* (Crustacea). L'utilizzo di una batteria di test con organismi appartenenti a taxa differenti, con diverse strategie riproduttive, abitudini alimentari, preferenze per il substrato darà informazioni più accurate sull'eventuale tossicità dei sedimenti.

Per le analisi chimiche si è misurata la concentrazione degli IPA (Idrocarburi Policiclici Aromatici) e degli elementi in traccia nei sedimenti del fondale.

Questo approccio multidisciplinare può fornire un'ottima base per il monitoraggio della qualità dell'ambiente marino.

L'utilizzo di foraminiferi bentonici (protisti) e ostracodi (metazoi, crostacei), con elementi carbonatici secreti dagli organismi (rispettivamente gusci e carapaci) che permangono nei sedimenti, consente l'esame post-mortem di associazioni subrecenti (Schafer et al., 1975; Samir, 2000; Pascual et al., 2002; Triantaphyllou et al., 2003; Vilela et al., 2003; Bergin et al., 2006; Ruiz et al., 2008) permettendo di cogliere un'alterazione dell'ambiente non puntuale, ma correlata al tempo di esposizione agli inquinanti.

Sono state campionate tre aree marino costiere mediterranee: la baia di Pozzuoli (Campania, Italia), il tratto costiero Torregaveta - Cuma (Campania, Italia) e la baia di Silivri (Turchia), aree interessate da un alto grado di sfruttamento antropico, con diverse tipologie di fonti inquinanti. La tossicità dei contaminanti al fondo dipende dal tipo di legame con il sedimento nonché dall'eventualità di effetti sinergici tra diversi composti (Bloundi et al. 2009; Di Toro et al., 1990; Millward et al., 2004).

Il confronto delle comunità bentoniche analizzate per le diverse aree risulta fondamentale per la comprensione dell'impatto degli stress ambientali (antropici e non) sul sistema biologico e le eventuali modifiche nelle strutture della comunità apportate dalle sostanze inquinanti.

Alte concentrazioni di elementi o composti tossici non si traducono sempre o immediatamente in effetti avversi per l'ecosistema.

Distinguere quali variazioni nella struttura delle associazioni siano dovute all'influenza di sostanze tossiche e quali a naturali variazioni di parametri ambientali (temperatura, salinità, disponibilità dei nutrienti, ossigeno disciolto, granulometria dei sedimenti, etc.) non è semplice, ma l'acquisizione di una grande quantità di dati e l'integrazione di metodi differenti, confrontati su larga scala, può agevolare il compito.

Questo lavoro permette un incremento delle informazioni sul comportamento delle associazioni a foraminiferi e delle ostracofaune come indicatori ecologici, ruolo che occupano da tempi relativamente recenti; gli studi in merito (in particolar modo per gli ostracodi) si sono sviluppati negli ultimi decenni e i risultati raggiunti fin ora incoraggiano a proseguire.

Capitolo 1: Indicatori ecologici

1.1 - Foraminiferi

I foraminiferi (Phylum Sarcodina, Classe Granuloreticulosa, Ordine Foraminiferida Eichwald, 1830) costituiscono il gruppo più eterogeneo di microrganismi con guscio vivente nei mari moderni (Murray, 1991). Si stimano all'incirca da 3-4000 (Murray, 2007) a 10.000 (Vickerman, 1992) specie viventi, di cui circa 40 planctoniche e le restanti bentoniche. Avendo un ampio record fossile, dal periodo Cambriano (a partire da 570 milioni di anni fa), vengono tradizionalmente utilizzati per correlazioni biostratigrafiche e ricostruzioni paleoambientali. Attualmente sta emergendo sempre più uno studio multidisciplinare, aggiungendo al settore geologico/paleontologico anche quello biologico, con comprovata applicazione dei foraminiferi anche nel campo del monitoraggio ambientale, influenza degli inquinanti e dei cambiamenti climatici.

I foraminiferi sono organismi unicellulari e tassonomicamente indicati come ordine del Regno dei protisti. Il protoplasma è racchiuso e protetto da un guscio, rivestimento rigido esterno, che può essere costruito utilizzando detriti organicamente cementati (forme arenacee o agglutinanti), o secernendo carbonato di calcio (forme calcaree). Durante la formazione del guscio le condizioni chimico-fisiche dell'ambiente circostante sono influenti. Dopo la morte dei foraminiferi, i gusci si conservano nel sedimento e sono facilmente fossilizzabili. L'organismo può essere costituito da una o più camere, collegate da una apertura (*foramen*) o molte aperture (*foramina*). La superficie del guscio è interessata da un'ampia varietà di ornamentazioni, alcune delle quali sono specie specifiche e possono essere controllate dalle condizioni ambientali. L'identificazione e la classificazione dei foraminiferi in generi e specie si basa sulla natura del guscio, la forma, l'organizzazione delle camere, le aperture e l'ornamentazione. Le dimensioni del guscio variano nell'intervallo 0,1-10 mm, ma è comunemente inferiore a 1 mm. Sono molto abbondanti nei sedimenti, si possono trovare anche centinaia di esemplari in 1cm³ di sedimento. Sono ubiquitari negli ambienti marini (Todo et al., 2005); le forme planctoniche sono presenti nella massa d'acqua, più frequenti in mare aperto diminuendo verso le acque costiere, mentre i foraminiferi bentonici dall'intertidale alle pianure abissali.

La diversità dei foraminiferi è più alta nelle acque tropicali e si abbassa gradualmente verso i poli (Brasier, 1980). I gradienti ambientali controllano la distribuzione delle specie: la distribuzione delle forme planctoniche è controllata dalla temperatura, salinità e disponibilità di nutrienti in acque superficiali, le forme bentoniche sono influenzate anche dalle caratteristiche fisico-chimiche dei sedimenti. Essi sfruttano una grande varietà di ambienti, substrati e modalità nutrizionali. La maggior parte delle specie è epifaunale, vivono entro il primo cm di substrato, mentre altre possono vivere anche più all'interno, in condizioni disaerobiche (Bernhard & Sengupta, 1999); sono più abbondanti in sedimenti limosi e argillosi che in substrati sabbiosi.

I foraminiferi hanno un ciclo riproduttivo breve, da sei mesi ad un anno (Boltovskoy, 1964) e una crescita rapida (Walton, 1964). Si riproducono sia asessualmente (per divisione multipla: schizogonia) che sessualmente, con formazione di gameti. Utilizzano una vasta gamma di meccanismi di alimentazione e di risorse alimentari, tra cui il pascolo, utilizzo di alimento in sospensione o depositato sul substrato, carnivoria, parassitismo, assimilazione di carbonio organico disciolto (DOC) e il rapporto simbiotico con le alghe (Pati & Patra, 2012).

1.2 - Foraminiferi come indicatori ecologici

I foraminiferi bentonici sono sempre più utilizzati come bio-indicatori ambientali, con particolare interesse per le aree interessate da forti impatti antropici. Rispetto ad altri organismi utilizzati per indagini ambientali, i foraminiferi hanno il vantaggio di possedere gusci mineralizzati che si conservano nel sedimento, fornendo così un set di dati che può essere utilizzato per ricostruire cambiamenti ambientali a diversa scala temporale.

Fin dai primi lavori di Resig (1958; 1960) e Watkins (1961), nel corso degli ultimi decenni, le pubblicazioni sui foraminiferi come strumento per il monitoraggio costiero sono aumentate esponenzialmente. Numerosi articoli si sono concentrati sull'impatto dell'inquinamento proveniente da varie fonti quali impianti fognari, fertilizzanti, acquacoltura, idrocarburi, metalli pesanti, pesticidi, inquinanti chimici, termici, radioattivi, dragaggi. Alcuni autori hanno anche affrontato l'impatto delle attività umane che non sono direttamente connesse con l'inquinamento come la costruzione di dighe, ponti, modifiche nella circolazione dell'acqua, etc., sottolineando che i foraminiferi rientrano tra i marcatori più sensibili e poco costosi per l'indicazione di deterioramento dell'ambiente costiero.

Anche se la prima importante intuizione sul potenziale dell'utilizzo dei foraminiferi come bioindicatori per l'inquinamento costiero si deve a Resig (1958), il primo studio incentrato sugli effetti dell'inquinamento sui modelli di distribuzione dei foraminiferi è stata effettuata da Zalesny (1959) nella baia di Santa Monica. Da allora, sia la conoscenza che il numero di articoli pubblicati su questo argomento è aumentato notevolmente; molti studi hanno differenti impostazioni ambientali incentrate sulla risposta dei foraminiferi bentonici a varie forme di inquinamento, come scarichi fognari (Schafer, 1973; Seiglie, 1968), fuoriuscite di petrolio, (Armynot du Châtelet et al., 2004; Mojtahid et al., 2006; Morvan et al., 2004; Seiglie, 1968), elementi in traccia (Alve, 1995; Armynot du Châtelet et al., 2004; Coccioni, 2000; Elberling et al., 2003; Frontalini & Coccioni, 2008; Frontalini et al., 2009; Geslin et al., 2000, 2002; Sharifi et al., 1991; Samir, 2000; Samir & El-Din, 2001; Yanko et al., 1994, 1998, 1999); inquinamento da scarti di industrie della carta (Nagy & Alve, 1987; Schafer et al., 1991) e attività termali (Buckley et al., 1974; Schafer, 1970, 1973). Diversi lavori si sono interessati all'impatto antropico a più ampio raggio (Alve, 1991, 1995; Culver & Buzas, 1995; Martin, 2000; Murray, 2006; Murray & Alve, 2002; Scott et al., 2001; Yanko et al., 1994, 1999; Frontalini & Coccioni, 2010).

L'inquinamento comporta variazioni da valutare a differenti livelli; condizioni stressanti, alterazioni dovute a sostanze inquinanti, possono portare a modifiche della struttura della comunità, della morfologia, della chimicità del guscio o interessare aspetti citologici. Di conseguenza, sono state sviluppate tecniche differenti per studiare questi cambiamenti e dedurre le cause alla base.

- Struttura della comunità

I foraminiferi rispondono all'inquinamento e ai gradienti ambientali per modifiche della densità, diversità delle associazioni e cambiamenti nella composizione specifica. La struttura della comunità può essere investigata basandosi sulle tanatocenosi o avvalendosi della tecnica che si avvantaggia della colorazione con Rosa Bengala (Walton, 1952) che permette di differenziare gli esemplari vivi dai morti. L'analisi quantitativa dei foraminiferi bentonici viene generalmente eseguita sulla frazione di sedimento > 63 micron. Vari parametri come la diversità semplice (numero di specie per campione), densità (numero di esemplari per 100 g di sedimento secco), indici di dominanza, diversità ed equitabilità vengono utilizzati per lo studio delle associazioni (Vilela et al., 2004; Frontalini et al., 2009).

Gli effetti dell'inquinamento sulle associazioni può essere valutato confrontando campioni di superficie dei luoghi contaminati e non. Un aiuto per distinguere l'effetto dell'inquinamento o delle variazioni ambientali naturali viene dall'utilizzo di metodi statistici multivariati.

Il confronto quantitativo dei dati faunistici nei sedimenti superficiali con piccole carote, per un intervallo di tempo sufficiente, può essere usato per studiare l'inquinamento prolungato in grandi aree (Scott et al., 2005). I sedimenti più superficiali possono essere utilizzati per valutare la degradazione e/o ricolonizzazione delle specie (Alve, 1995; Schafer et al., 1991; Alve & Murray, 1995; Frontalini et al., 2009).

Modifiche in favore di specie eterotrofe piccole e a rapida crescita sono segnalati nelle acque costiere del sud della Florida e attribuiti al crescente flusso di nutrienti (Cockey et al., 1996). Un altro studio mostra l'effetto dell'influenza urbana e agricola su di un estuario subtropicale nella Biscayne Bay (Florida), in cui si rivela che, negli ultimi 65 anni, le popolazioni di taxa stress - tolleranti sono aumentate, in particolare per le diverse specie appartenenti al genere *Ammonia* (Carnahan et al., 2009).

Lo studio delle associazioni a foraminiferi bentonici in piccole carote di sedimento prelevate nella baia di Osaka, in Giappone, riflettono chiaramente l'impatto dell'eutrofizzazione delle acque nel corso degli ultimi 150 anni (Tsujimoto et al., 2006).

Molti autori hanno studiato l'impatto di varie sostanze inquinanti come il carbone dalla centrale termoelettriche (Yanko, 1994), inquinanti organici dovuti ad acquacoltura marina (Schafer et al., 1995), contaminazioni da Hg, IPA e PCB (Leonardo et al., 2007; Bergamin et al., 2009), acque di scarico domestiche (Teodoro et al., 2010). Jayaraju et al. (2008) hanno studiato la risposta dei foraminiferi bentonici a diverse fonti di inquinamento (rifiuti industriali, acque di scarico agricole e dell'acquacoltura) sulle coste di Nellore in India.

Panchang et al. (2005) hanno studiato le variazioni nelle associazioni dopo la riduzione delle attività estrattive nel bacino idrografico dell'estuario dello Zuari (Goa); i dati sulle associazioni a foraminiferi e la TSM (la materia totale in sospensione) suggeriscono un miglioramento della salute ambientale della foce. Allo stesso modo, l'impatto delle attività minerarie millenarie sulla foce del fiume Tinto (Sud Ovest della Spagna) è stato studiato attraverso l'analisi dei sedimenti e della microfauna presente (foraminiferi e ostracodi) (Ruiz et al., 2008). Molti autori hanno usato i foraminiferi anche come bioindicatori per valutare l'impatto dell'inquinamento da idrocarburi sugli ambienti costieri (Ernst et al., 2006; Jorissen et al., 2009). Sabean et al. (2009) hanno anche monitorato il biorisanamento dopo accidentali sversamenti di petrolio.

La maggior parte degli studi condotti in ambienti inquinati ha dimostrato che un abbassamento della densità e della diversità può essere interpretato come una misura dello stress ambientale sulle comunità a foraminiferi bentonici (Schafer, 1973; Yanko et al., 1998; Samir, 2000; Elberling et al., 2003; Vilela et al., 2004; Bergamin et al., 2005; Ferraro et al., 2006; Bergamin et al., 2009; Jayaraju et al., 2010; Debenay & Fernandez, 2009; Armynot du Châtelet & Debenay, 2010). L'aumento di contaminazioni può causare un aumento, anche elevato, del numero di individui appartenenti ad alcune specie opportuniste (Murray, 1973; Pearson & Rosenberg, 1976; Ellison et al., 1986). Frontalini & Coccioni (2008) hanno mostrato che *Ammonia parkinsoniana* e *Ammonia tepida* possono essere considerate, buone bioindicatrici dell'inquinamento da metalli pesanti rispettivamente come specie sensibili e opportunistiche. Romano et al. (2009a) hanno indicato *Haynesina germanica* e *Quinqueloculina parvula* come specie tolleranti, con deformità del guscio correlate ad alte concentrazioni di IPA, Mn e Zn. In alcuni casi, soprattutto per gli inquinamenti organici, è stato rilevato un aumento iniziale dell'abbondanza attribuito alla maggiore disponibilità di nutrienti. L'inquinamento favorisce l'aumento della percentuale di specie agglutinate (Watkins, 1961; Bandy, 1964; Schafer & Cole, 1974; Alve, 1995). Condizioni acide

sfavorevoli possono portare a un calo delle specie a guscio calcareo, viventi o per lo scioglimento post-mortem durante i processi tafonomici (Murray & Alve, 1999).

I foraminiferi bentonici sono più sensibili ai rifiuti industriali contenenti metalli pesanti che ai rifiuti agricoli (Samir, 2000). *Buliminella elegantissima*, *Ammonia tepida*, *Bolivina lowmani* si ritrovano comunemente in ambienti con elevati stress antropici (Yanko et al., 1999; Alve, 1995; Debenay et al., 2000). Armynot et al., (2011) identificano quattro specie chiave, *Haynesina germanica*, *Bolivina pseudoplicata*, *Elphidium excavatum* e *E. magellanicum*, come potenziali bioindicatori nell'ecosistema del porto di Boulognesur-Mer (Francia settentrionale). Foster et al. (2012) propongono *Quinqueloculina bicostata* come specie indicatrice di inquinamento da metalli pesanti basandosi sullo studio delle associazioni a foraminiferi bentonici della laguna mediterranea Bages-Sigean (Francia).

Barras et al. (2014) studiano la fauna a foraminiferi lungo la costa meridionale della Francia e propongono un metodo per distinguere i fenomeni d'eutrofizzazione naturali e antropogenici, basandosi sul rapporto tra taxa sensibili e tolleranti.

Attraverso l'analisi della diversa abbondanza di specie marker, l'introduzione di nuove specie, scomparsa di specie preesistenti, variazioni della diversità specifica, dominanza e l'abbondanza fuori dalla norma, si può documentare il cambiamento ambientale che ha interessato un'area o che sta agendo in quel momento. Possono quindi essere utilizzati per monitorare l'impatto temporale e spaziale di un flusso inquinante, proveniente da varie fonti, in ambienti bentonici; ma la comprensione dettagliata del comportamento di alcune specie, la distribuzione e la nicchia ecologica sono elementi in continuo approfondimento per interpretazioni corrette del fenomeno (Alve, 1995; Divrikli et al., 2003; Soylak et al., 2004; Ruiz et al., 2012).

- Anomalie morfologiche

Diversi autori hanno valutato che le deformazione dei gusci dei foraminiferi potrebbero essere utilizzate come indicatrici di inquinamento da metalli pesanti (Alve, 1991; Yanko et al., 1998; Geslin et al., 1998; Ferraro et al., 2006; Leonardo et al., 2007; Romano et al., 2008; Cherchi et al., 2009; Martins et al., 2010). Le misure di deformità si basano sul tipo, grado, frequenza e specie-specificità della deformità. La frequenza espressa come percentuale del totale è il metodo più semplice per quantificarla. La deformità morfologica è comune in piccoli numeri all'interno della gamma di variabilità naturale di una specie in determinate condizioni ambientali.

Tuttavia diverse specie mostrano un aumento della proporzione di foraminiferi deformati in associazioni viventi che possono essere causata dall'abbassamento della salinità o un aumento della concentrazione di metalli pesanti nei sedimenti. Un numero di gusci deformati sopra la media e la presenza di molte specie con deformità, sono caratteristiche comuni delle popolazioni di foraminiferi che popolano gli ambienti marini contaminati (Boltovskoy et al., 1991). Un indice di deformità può essere utile soprattutto per quegli ambienti in cui la diversità delle specie è troppo bassa per consentire un'analisi efficace della struttura comunitaria. Coccioni et al. (2005) ha introdotto il Foraminiferal Abnormality Index (FAI) per indicizzare e confrontare le percentuali di anomalia morfologica che si verificano in luoghi diversi. Alve (1991) distingue sette modalità di deformazione, mentre Yanko et al. (1998) descrive 11 tipi distinti di malformazioni morfologiche nei gusci dei foraminiferi. Polovodova & Schonfeld (2008) hanno valutato 18 diversi tipi di anomalie, che sono stati classificati in cinque gruppi: da camera, apertura, ombelico, avvolgimento e anomalie del guscio. Pochi studi finora hanno affrontato il rapporto tra le tipologie di deformità e le variabili ambientali (Bhalla & Nigam, 1986; Alve, 1991). La modalità di deformazione dipende dalla natura della sostanza inquinante. Forme che presentano corrosione, sviluppo della cavità, rotture periferiche e riduzione della crescita complessiva sono associati ad elevati livelli di elementi in traccia. Sdoppiamenti o riduzioni delle camere, che rappresentano la

risposta minima dei foraminiferi bentonici all'inquinamento, si verificano principalmente in aree interessate da scarichi agricoli, acque di drenaggio e acquacoltura.

Karlsen et al. (2000) hanno studiato carote di sedimenti che interessavano gli ultimi cinque secoli trovando gusci deformati di *Ammonia* spp. dal 10 al 20% in tutti i campioni, suggerendo condizioni al fondo stressanti nella Baia di Chesapeake. L'inquinamento da metalli pesanti ha un effetto deleterio sulla morfologia dei gusci in misura maggiore rispetto ai rifiuti agricoli e dell'acquacoltura.

Bergamin et al. (2005) hanno riportato che *Miliolinella subrotunda* potrebbe essere un potenziale bioindicatore dell'inquinamento da rame, per un aumento dell'abbondanza di esemplari irregolari correlato alle concentrazioni di tale metallo. Geslin et al. (1998) hanno studiato le strutture dei gusci deformati mediante osservazioni al microscopio elettronico a scansione: una disorganizzazione cristallina può essere causata da uno stress imposto dall'introduzione di elementi in traccia esterni e le cavità nella parete sono determinate probabilmente da un innaturale ispessimento della matrice organica, causato da cambiamenti nelle condizioni fisico-chimiche o da carenza di nutrienti nell'ambiente. La dimensione e la densità dei pori sono stati considerati come indicatori della concentrazione di ossigeno disciolto (Sen Gupta & Machain - Castillo, 1993). Microanalisi a raggi X di Samir & El-Din (2001) rivelano che gli esemplari deformati contengono livelli più elevati di metalli pesanti (Pb, Zn, Cu, Cr e Cd) rispetto a quelli non deformati. Ciò suggerisce fortemente che i metalli pesanti siano responsabili di anomalie nei gusci.

- Analisi chimiche

I gusci dei foraminiferi sono composti quasi puramente da calcite e gli elementi in traccia come Mg, Sr, Ba e Cd costituiscono circa l'1 %. I metalli pesanti possono penetrare nella cellula insieme al nutrimento o possono essere assimilati dall'acqua marina (Yanko et al., 1998). Per costruire il guscio, i foraminiferi bentonici sfruttano selettivamente gli ioni metallici presenti nell'acqua e nei sedimenti circostanti e quindi, la composizione chimica del bioscheletro aiuta a decifrare l'inquinamento da metalli pesanti dell'habitat. La composizione del guscio riflette sia la composizione dell'acqua che le condizioni fisico-biologiche presenti durante la precipitazione. È stata osservata la presenza di nano particelle di diversi metalli in individui anormali di *A. tepida* (Frontalini et al., 2009).

Diversi studi hanno riportato rapporti Mg/Ca maggiori nei foraminiferi deformati, soprattutto nelle aree fortemente inquinate (Sharifi et al., 1991; Yanko & Kronfeld 1993; Yanko et al., 1999), ma potrebbe esser dovuto anche alla calcificazione dei gusci in acque più calde (Lea, 1999). Anche altri cationi come Ba e Cd possono essere inclusi nella struttura cristallina (Lea & Boyle, 1989); l'introduzione di elementi estranei nella struttura cristallina durante la calcificazione del guscio può produrre una disorganizzazione cristallina e può portare ad anomalie. Sharifi et al. (1991) hanno condotto una serie di esperimenti in coltura che hanno rivelato concentrazioni più alte di elementi in traccia, in particolare Cu e Zn, in campioni deformati rispetto ai non- deformati. Concentrazioni eccessive di Cd, Co e Pb sono stati trovati in gusci deformati di *Ammonia* da Banerji (1992), che ha osservato inoltre un miglior assorbimento di Cu, Zn e Cr rispetto a Ni e Pb. L'assorbimento di Pb è molto limitata, mentre Cu, seguita da Zn e Cr sono più facilmente assorbiti, a prescindere dalla loro concentrazione nel sedimento (Samir & El-Din, 2001).

Nigam et al. (2009) hanno effettuato esperimenti in coltura per comprendere la risposta della specie *Rosalina leei* al graduale o improvviso apporto di mercurio: la crescita è risultata inversamente proporzionale alla concentrazione di mercurio; sono state osservate irregolarità anche nel tasso di riproduzione, numero dei giovani, tasso di sopravvivenza e deformazione dei gusci dei giovani. Munsel et al. (2010) ha condotto esperimenti utilizzando *Ammonia tepida* come specie-test osservando un calo della presenza di Ni e Cu nella calcite dei

foraminiferi che implica una moderazione degli effetti che vengono considerati per risultati ottenuti da esperimenti su singoli elementi una volta trasferiti nell'ambiente naturale.

- Citologia

Come tanti altri organismi, i foraminiferi hanno una serie di meccanismi di difesa verso sostanze chimiche dell'ambiente circostante. La salute delle specie di foraminiferi può essere caratterizzata da parametri biologici: indicatori biofisici, morfofisiologici, citogenetici, fisiologici e biochimici. Le variazioni di questi parametri possono essere usati come indicatori di risposte precoci all'esposizione agli inquinanti ambientali. Analisi non distruttive citofisiologiche e citochimiche dei foraminiferi viventi con metodi biofisici, sonde fluorescenti, substrati fluorogenici e microscopia a fluorescenza permettono di visualizzare e studiare le reazioni metaboliche, l'attività enzimatica e i processi di trasporto. La citofisiologia, biochimica, biologia molecolare e ecologia chimica dei foraminiferi sono settori poco studiati e poco conosciuti, data la maggiore attenzione rivolta ai gusci rispetto alla componente vivente.

Saraswat et al. (2004) hanno studiato esemplari giovanili di *Rosalina leei* in coltura, esposti a diverse concentrazioni di Hg. Hanno documentato un effetto negativo di questo elemento sul normale funzionamento del citoplasma e l'aggiunta di camere anormali. In un altro studio, è stato analizzato l'effetto di elevate concentrazioni di rame a livello morfologico e citologico su due specie di *Ammonia* che spesso si trovano in zone inquinate attraverso un esperimento di coltura (Cadre & Debenay, 2006). Concentrazioni crescenti portano ad un ritardo nella produzione di nuove camere, spiegando il nanismo in zone inquinate, un ritardo nella riproduzione e diminuzione del numero di giovani, che spiega la bassa densità, e l'aumento percentuale di gusci deformati. Le modifiche citologiche si sono verificate solo in campioni deformati, potrebbero essere quindi responsabili delle anomalie nei processi di biomineralizzazione.

In sintesi, lo studio delle associazioni a foraminiferi rispetto ad altre tecniche chimiche e biologiche per il controllo dell'inquinamento può apportare diversi vantaggi:

- La grande diversità tassonomica comporta molteplici risposte biologiche per i vari inquinanti e un differente indice di diversità specifico può aiutare nell'identificazione delle fonti d'inquinamento;
- Le piccole dimensioni e l'elevata densità di popolazione permette la raccolta di campioni con dimensioni statisticamente significative in modo rapido ed economico sia per valutare l'associazione e per gli studi sperimentali, con il minimo impatto ambientale;
- Il ciclo riproduttivo breve e la crescita rapida rendono la struttura della comunità sensibile ai cambiamenti ambientali di rapido effetto;
- Le associazioni viventi nei sedimenti superficiali possono essere utilizzate per valutare lo stato attuale dell'ecosistema bentonico;
- Data la facile conservazione dei gusci mineralizzati, possono essere studiati in carote di sedimento per valutare alterazioni dell'ambiente su scala decennale, secolare o millenaria studiando i cambiamenti nella struttura della comunità e fornendo un record storico;
- Alcune specie possono essere facilmente mantenute in coltura, per cui possono essere stabiliti protocolli di laboratorio per determinare le risposte di taxa selezionati per inquinanti potenzialmente pericolosi;
- Hanno meccanismi di difesa biologici che li proteggono da fattori ambientali sfavorevoli, fornendo così prova biologica rilevabile di effetti dell'inquinamento.

Anche se la maggior parte di questi studi ha evidenziato il valore dell'uso dei foraminiferi bentonici nei programmi di biomonitoraggio, in accordo con Armynot du Châtelet & Debenay (2010) si riscontra la difficoltà nella distinzione tra stress naturali e antropici, problema controverso e di non semplice risoluzione. Inoltre si evidenzia la necessità di una standardizzazione delle tecniche utilizzate, dalle attività di raccolta dei campioni al trattamento dei dati, al fine di rendere gli studi futuri e la ricerca maggiormente comparabile. Raggiungendo un buon grado di standardizzazione e fissando eventuali linee guida, si potrebbero aprire nuove prospettive scientifiche, con programmi integrati per il monitoraggio in diverse aree del mondo, con l'utilizzo dei foraminiferi bentonici come ottimi bioindicatori ambientali di contemporanei cambiamenti e/o alterazioni sia naturali che antropiche (Frontalini & Coccioni, 2011).

1.3 - Ostracodi

Gli ostracodi (Phylum: Arthropoda; Classe: Ostracoda Latreille, 1806) sono piccoli crostacei con corpo compresso lateralmente e racchiuso in un carapace bivalve costituito da calcite basso magnesiaca. Le dimensioni sono comprese tra 0,2 mm e 8,0 mm di lunghezza nello stadio adulto, ma più comunemente entro i 2 mm. Gli ostracodi rappresentano uno tra i più diversificati gruppi di crostacei viventi: sono state descritte più di 65000 specie e sottospecie viventi e fossili. Possono vivere in oceani e mari epicontinentali, lagune, laghi, estuari, fiumi, saline, pozze di marea, sorgenti e persino in terreni umidi delle foreste tropicali. La grande maggioranza conduce vita bentonica, mentre un ristretto gruppo conduce vita planctonica. Si nutrono di piccoli organismi animali o vegetali, oppure di materiale organico in via di decomposizione; tuttavia sono noti anche rari casi di parassitismo e commensalismo su altri organismi. La preservazione dei carapaci dipende dalla natura del sedimento che li racchiude e dell'acqua interstiziale.

Il corpo è lateralmente compresso e non mostra tracce di segmentazione; solo una leggera costrizione verso metà lunghezza delimita il capo dal *thorax*, comprensivo di torace e addome. Il torace è costituito da 3 paia di zampe, spesso uniramose e con funzione locomotoria. L'addome termina posteriormente con una sorta di doppio artiglio, la furca, adattata a pulire la metà posteriore della cavità interna del carapace e a svolgere funzione locomotoria. Il carapace è costituito da due valve, una sinistra e una destra, molto variabili per forma e ornamentazione e fondamentale per lo studio sistematico delle tanatocenosi e delle associazioni fossili.

Si accrescono per mute (otto stadi nella maggior parte dei casi), con una rigenerazione totale di tutto il carapace da alcune ore fino a pochi giorni (Tétard, 1975). Le valve delle mute giovanili aumentano di dimensione progressivamente e diventano più spesse e calcificate. È importante distinguere le variazioni morfologiche che derivano dall'ontogenesi da quelle che risultano dall'evoluzione o dal dimorfismo sessuale; per questo motivo la maggior parte degli studi tassonomici si basa su individui adulti.

Gli ostracodi hanno sessi distinti, la riproduzione sessuata o partenogenetica con fasi alternate. Presentano comunemente dimorfismo sessuale, generalmente i maschi hanno valve con un rapporto lunghezza/altezza maggiore rispetto alle femmine.

1.4 - Ostracodi come indicatori ecologici

Composizione faunistica, densità di popolazione e diversità sono variabili spazialmente e temporalmente dipendenti da vari fattori ambientali come la temperatura, la salinità, la profondità, la granulometria dei sedimenti e gli impatti antropici. Oltre al carbonato di calcio,

altri elementi possono entrare a far parte del carapace come Na, Al, K, Fe, S, P ed elementi in traccia (Cr, Mn, Cu, Zn, As, Sr), ottenuti dall'acqua durante la secrezione del guscio.

Bodergat et al. (1991) e Rìo et al. (1997) hanno dimostrato che gli elementi chimici vengono intrappolati passivamente nel carapace durante la muta. Questa modalità di crescita permette un'utile applicazione di tecniche basate sull'età della struttura della popolazione, ottenibile determinando le percentuali dei differenti stadi giovanili nei campioni studiati, presentando un interessante potenziale relativo alla determinazione di casi di mortalità anomala negli stadi giovanili, modificazioni della struttura rispetto al naturale sviluppo delle mute, risposte di una specie alla variazione di diversi parametri ambientali e per l'analisi del tasso di sedimentazione (Pokorny, 1965; Oertli, 1970; Whatley, 1988; Irizuki, 1989; Irizuki et al., 1999; Ruiz et al., 1998, 2003). In ambienti stabili e non inquinati, la diversità delle specie è elevata, e la mortalità degli stadi giovanili è bassa (K-strategia); situazione opposta si riscontra per ambienti alterati (Samir, 2000). Un'altra caratteristica interessante per il potenziale utilizzo nel monitoraggio delle alterazioni ambientali, è la presenza di polimorfismo (Ruiz et al., 2005). La variabilità morfologica di una specie può essere causata da cambiamenti nelle variabili ambientali, quali i rapporti ionici (Carbonel, 1982; Van den Bold, 1990), i livelli idrodinamici (Dequan, 1990), le condizioni stagionali (Bodergat, 1983; Carbonel & Hamoudi, 1990; Bodergat et al., 1991) o l'equilibrio fisico - chimico nell'interfaccia acqua - sedimento (Carbonel & Tolderer-Farmer, 1988). Negli ultimi anni, come per i foraminiferi, gli studi sulle risposte degli ostracodi all'inquinamento sono aumentati esponenzialmente.

Diverse caratteristiche biologiche, come la variabilità delle associazioni, la densità di popolazione, la diversità delle specie, la struttura dell'età della popolazione e il polimorfismo, insieme all'esito favorevole dei test biologici di laboratorio recentemente sviluppati, suggeriscono un ruolo promettente come gruppi sentinella sia per le aree salmastre che marine (Frenzel & Boomer, 2005). Diversi studi sulle ostracofaune mostrano un'elevata sensibilità all'inquinamento da metalli pesanti, scarichi di petrolio e condizioni anossiche. Gli effetti delle contaminazioni possono portare alla scomparsa totale degli organismi o ad una forte riduzione del numero di individui in un periodo di tempo relativamente breve. Gli effetti dell'eutrofizzazione, solitamente associata a scarichi di rifiuti urbani non trattati e scarichi agricoli, portano a una dominanza di specie adattate a condizioni di ipossia.

In alcune aree in cui è stato ripristinato un buono stato di salute ambientale dopo un periodo di alterazione, si è documentato un cambiamento in positivo nelle associazioni a ostracodi, tornando alle condizioni pre-disturbo.

Oltre alle modifiche nella struttura della comunità, possono essere rilevati anche cambiamenti morfologici e geochimici del carapace degli ostracodi, utili come traccianti della qualità delle acque, anche durante i processi di muta.

- Test biologici

Le ostracofaune degli ambienti marini e salmastri vengono spesso analizzate come parte di test biologici che includono anche altri gruppi meiobentonici, come nematodi, copepodi, policheti, etc. In queste analisi, i due primi gruppi sono abbondantemente studiati (Moore et al., 1997; Millward et al., 2004) rispetto agli ostracodi. Diversi esperimenti sono stati realizzati creando in laboratorio condizioni d'ambiente salmastro (saline, estuari, delta) o marino, in cui aggiungere diverse concentrazioni di sostanze inquinanti (idrocarburi, metalli pesanti) osservando le differenze di comportamento dell'ostracofauna rispetto a un controllo.

Diversi autori (Liljenstroem et al., 1987; Carman et al., 2000; Steichen et al., 1996) hanno investigato l'effetto della contaminazione da idrocarburi, evidenziando diversi gradi di correlazioni negative con l'abbondanza dell'associazione.

In diversi esperimenti in coltura, diversi artropodi (anfipodi, isopodi, ostracodi), copepodi, nematodi e turbellari rispondono negativamente alle sostanze tossiche come i metalli. La

risposta degli ostracodi è stata testata statisticamente per il rame (Lenihan et al., 2003.) e zinco (Watzin & Roscigno, 1997). Queste correlazioni vengono anche ritrovate in studi in campo, effettuati nel Nord del Cile, dove l'arricchimento di Cu nei sedimenti dovuto alla deposizione di rame di scarto di una miniera induce una riduzione sia nella densità che nella diversità delle associazioni della meiofauna (Lee & Correa, 2005).

Infine, un confronto tra la tolleranza ai metalli e agli idrocarburi indica una maggiore sensibilità a questi ultimi (Millward et al., 2004).

L'aumento di sostanza organica può portare a comportamenti diversi. Nei sedimenti dei fondali sottostanti allevamenti ittici si ritrova materiale organico derivante dal nutrimento per i pesci e la presenza di condizioni anossiche (Handerson et al., 1997). Mazzola et al. (1999) hanno osservato una forte riduzione delle densità meiobentoniche sotto la gabbia di un allevamento ittico dopo 8 mesi dall'installazione dell'impianto. Nel Golfo di Riga (Mar Baltico orientale) il numero di ostracodi è risultato significativamente più alto nelle stazioni a basso contenuto organico rispetto ai sedimenti ad elevato contenuto (Pallo et al., 1998).

Tuttavia, in alcuni casi è stato segnalato un effetto positivo sulla densità degli ostracodi per l'alto tenore di carbonio derivante dagli scarichi agricoli e industriali (Noguera & Hendrickx, 1997).

Garcia-Lorenzo et al., 2009 hanno effettuato una batteria di test ecotossicologici sui sedimenti inquinati da decenni di sfruttamenti minerari (Sierra Minera, Spagna) evidenziando una maggiore sensibilità degli ostracodi al Cd, e a seguire As e Pb.

Morgan et al., 1972 hanno riscontrato sensibilità a PCB (policlorobifenili) e DDT (diclorodifeniltricloroetano).

- Ostracodi come traccianti a breve e a lungo termine delle attività industriali

La maggior parte degli studi sulle associazioni a ostracodi riguarda le variazioni di abbondanza e diversità delle specie in campioni di sedimenti (superficiali o da carotaggi) prelevati in aree interessate da diverse attività antropiche (scarti industriali, scarichi urbani, agricoli) che causano impatti variabili sulle zone adiacenti.

Gli ostracodi vivono principalmente nel primo centimetro più superficiale di sedimento, e molti di essi sono concentrati nei primi 5 mm, cioè lo strato flocculante e la parte superiore dello strato ossidato (Ikeya & Shiozaki, 1993).

Di conseguenza, un campione di superficie comprende sia gli individui viventi che esemplari morti appartenenti a un numero variabile di generazioni precedenti di ostracodi a seconda della singola specie, dell'ontogenesi e del tasso di sedimentazione locale.

Il metodo Rosa Bengala, per il riconoscimento delle biocenosi, non è sempre affidabile poiché numerosi carapaci vuoti e valve si colorano a causa della presenza di altri microrganismi sulla superficie del carapace (Zhou & Zhao, 1999) o per i tempi di chiusura post-mortem più elevati, osservati in alcuni generi come *Callistocythere* o *Neocytherideis* (Whatley, 1988).

Di solito si ha una forte dominanza delle tanatocenosi sulle biocenosi, con un numero di individui viventi troppo basso (Whatley et al., 1996; Ruiz et al., 1997a, 2000a) da limitare la determinazione del range autoecologico di ogni specie e una successiva analisi statistica. Un altro problema è l'uso di procedure differenti di metodologie per il trattamento dei campioni e l'analisi delle ostracofaune, impedendo così la comparazione di risultati tra indagini realizzate anche in zone molto vicine. Alcuni autori determinano il numero di individui presenti in volumi variabili (10-3000 cm³; Bodergat & Ikeya, 1988; Dias-Brito et al., 1988; Ruiz et al., 1997a) o pesi differenti (0,5-3.000 g; Whatley & Quanhong, 1988; Whatley et al., 1998; Ruiz et al., 2000b) di sedimento secco o su alghe. I campioni possono esser lavati con setacci diversi (63-200 micron nella maggior parte dei casi; Rosenfeld, 1979; Van Harten & Droste, 1988; Bodergat et al., 2002).

Diversi studi si sono concentrati sul rapporto tra i cambiamenti storici dei livelli di inquinamento di origine antropica e le associazioni a ostracodi, utilizzando carote di sedimenti raccolte in prossimità di aree industriali.

Nell'estuario del Tinto-Odiel (sud-ovest della Spagna), l'insieme della contaminazione dovuta ad una storica attività mineraria dell'area, lo scarico di rifiuti provenienti da due zone industriali in prossimità della foce (fertilizzanti, prodotti petroliferi e prodotti chimici) e degli effluenti urbani ha causato la scomparsa di associazioni a ostracodi nei principali canali situati vicino ai punti di scarico. Tuttavia, alcune aree protette da barriere di isole, paludi salmastre o per l'idrodinamica locale hanno subito questi effetti negativi in misura minore (Ruiz et al., 1997a, b, 2004a).

Stesse evidenze indicate anche nell'estuario del Gernika (Golfo di Biscaglia, Spagna), con scarsi (e probabilmente rimaneggiati) esemplari appartenenti a specie costiere a partire dal 1940. Sedimenti depositati durante il periodo di massimo inquinamento (1940-1980) presentano alti livelli di metalli pesanti (As, Pb), la presenza massima del morfotipo C del foraminifero *Ammonia tepida* e l'assenza di ostracodi (Pascual et al., 2002).

Riduzione simile è stata segnalata nella baia di Hiroshima (Giappone), dove la densità di ostracodi è diminuita dal 1940 al 1950, in coincidenza con un rapido aumento delle concentrazioni di metalli pesanti (Cu, Zn, Pb). Questi cambiamenti sono stati probabilmente causati dalla crescente industrializzazione e dagli effetti della seconda guerra mondiale e sono più marcati nelle aree ad alto livello d'inquinamento nella parte più interna della baia. Alcune specie (come *Callistocythere alata*) si sono mostrate sensibili, mentre *Bicornucythere bisanensis* sembra essere molto resistente agli impatti antropici (Yasuhara et al., 2003).

Nelle baie di Ise e di Mikawa (Giappone), nonostante diverse specie resistenti all'inquinamento industriale, è stato riscontrato un notevole impatto nella struttura dell'età della popolazione, in particolare dove le concentrazioni di Zn, Pb, Cr, Cu sono più elevate. *Cytheromorpha acupunctata* è relativamente più abbondante delle altre specie nelle aree inquinate, indicando una maggiore resistenza (Bodergat & Ikeya, 1988).

Nella laguna di Manzalah (Egitto), le popolazioni di *Cyprideis torosa* sono dominate da stadi giovanili nei pressi delle fonti inquinanti, mentre nelle zone a bassa presenza di contaminanti sono presenti tutte le fasi ontogenetiche. Questa distribuzione potrebbe indicare un effetto ritardante nella crescita a causa delle condizioni ambientali negative sul tasso di crescita o di morte di numerosi stadi durante lo sviluppo (Samir, 2000). La specie *C. torosa* risulta tollerante anche ad alterazioni da rifiuti industriali (Vilela et al., 2003).

Nello studio di Cosentino et al. (2013) si evidenzia una diminuzione in densità e ricchezza in specie per i campioni prelevati nell'area portuale e antistante la raffineria nel Golfo di Milazzo, in cui si riscontrano alti valori di Pb, Zn e Cu. Diverse specie (es. del genere *Bulimina* e *Bolivina*) sono state considerate tolleranti a bassi valori di ossigeno, *Ammonia* spp. tolleranti a condizioni di stress ambientale; sensibili invece Miliolidi, specie epifitiche e *Elphidium* spp.

L'attuazione di nuove norme in materia ambientale (o più rigide) ha permesso un ripristino delle condizioni pre-industriali in diverse aree costiere; Ruiz et al. (2004a) osservano una ricolonizzazione dell'area da parte di alcune specie nell'estuario dell'Odiel (Spagna sud occidentale) in aree situate in prossimità di vecchi scarichi industriali. In aree marine adiacenti si riscontrano comunque popolazioni più ricche in sedimenti con minori concentrazioni di metalli (Ruiz, 1994).

Nella parte interna della Baia di Osaka, l'abbondanza assoluta degli ostracodi è diminuita del 90% dal 1910-1920 al 1960-1970 a seguito di un rapido sviluppo industriale, e l'aumento sia della concentrazione di vari inquinanti che della popolazione di Osaka. In quest'ultima area, nonostante la normativa ambientale applicate negli anni '60-'70 l'abbondanza degli ostracodi non ha mostrato segni di recuperato (Yasuhara & Yamazaki, 2005).

Carote per investigare sull'impatto del processo sedimentario e attività industriale nelle ostracofaune sull'estuario del Tinto (Spagna) sono state analizzate da Ruiz et al. (2008).

- Impatto da scarichi urbani e agricoli

Diversi lavori hanno trattato l'impatto sulla ostracofauna degli scarichi urbani, con differenti (o nulli) livelli di trattamenti chimici o biologici. È tra le forme più diffuse di alterazione di ecosistemi costieri salmastri e marini; fattori come la concentrazione di inquinanti, il grado di eutrofizzazione, ipossia o la combinazione di essi provoca variazioni nelle associazioni.

La laguna di Meleh (Tunisia) riceve acque urbane trattate biologicamente, ma non chimicamente. Gli effetti principali delle acque immesse sono l'abbassamento della salinità e concentrazioni più elevate di alcuni nutrienti (NO₃, HPO₄); nei pressi del punto di scarico, gli ostracodi sono molto scarsi in relazione al resto della laguna, con la presenza di una tipica associazione di acque salmastre (*C. torosa*, *Loxococoncha elliptica*). Di conseguenza, non è semplice distinguere totalmente i cambiamenti indotti dalla differenza di salinità da quelli connessi alle sostanze inquinanti, variabili comuni degli scarichi in mare (Ruiz et al., 2004b).

La città di Nador (Marocco) ha scaricato i rifiuti domestici non trattati nella omonima laguna fino a pochi decenni fa. Una campagna di campionamento 1975-1978 ha mostrato una scarsità di ricchezza in specie nelle stazioni situate di fronte alla città e nelle aree adiacenti. Popolazioni anche mono specifiche sono state rinvenute o con numerosi individui di specie opportuniste (R-strateghe) come *Palmoconcha turbida* (Bodergat et al., 1998), specie con forte tolleranza all'ipossia.

Ruiz et al. (2006b) effettuano uno studio multivariato (sedimenti-acqua-microfauna) sempre per quest'area e Bloundi et al. (2009) ne indagano in seguito, in particolare, la contaminazione e gli effetti di alte concentrazioni di metalli pesanti sulle associazioni a foraminiferi bentonici e ostracodi. Effetti sull'eutrofizzazione indotta dall'urbanizzazione sono stati segnalati da Yasuhara et al. (2007) nella baia di Osaka (Giappone). Ruiz et al. (2000a) investigano sulla comunità a microcrostacei della laguna di Venezia, e osservano una dominanza delle specie *Cyprideis torosa* e *Pontocythere turbida* nelle associazioni.

Studi sull'impatto di scarichi agricoli si sono concentrati soprattutto sulle ostracofaune delle acque continentali. Boomer & Attwood (2007) osservano l'impatto sulle ostracofaune di scarichi agricoli, acque reflue e scarti come liquidi antigelo del vicino aeroporto del piccolo bacino urbano Ouseburn (Inghilterra), Kulkoyluoglu et al. (2007) su sedimenti molto inquinati del lago Yenicaga (Turchia), Palacios-Fest et al. (2005) in piccole carote del lago Tanganica (Africa orientale), Iepure et al. (2013) investigano sulle associazioni dei fiumi del bacino Jamara (Spagna centrale). Ruiz et al. (2013) riportano i risultati degli studi sul potenziale degli ostracodi come traccianti ambientali degli ecosistemi d'acqua dolce e i differenti scenari applicativi.

Per quanto riguarda le popolazioni marine, Alvarez Zarikian et al. (2000) osservano che all'interno della piattaforma continentale della Luisiana, c'è un alto grado di ipossia stagionale indotta da una maggiore produttività, causata dall'aumento di nutrienti come conseguenza degli scarichi nel Mississippi. Si riscontra che diverse specie del genere *Loxococoncha* sono tolleranti a fondi scarsamente ossigenati. Una tendenza analoga è stata segnalata per *Leptocythere nikraveshae* nell'estuario di Patuxent (Maryland) nella baia di Chesapeake (Cronin & Vann, 2003), in coincidenza con l'espansione dell'agricoltura intensiva (Brush, 1984).

- Ostracodi e idrocarburi

La sensibilità delle associazioni a ostracodi dall'inquinamento da petrolio osservata negli esperimenti di laboratorio vengono riscontrati sul campo con diminuzione di densità e di diversità in diversi lavori. Widbom & Oviatt (1994) osservano la presenza di scarsi individui

viventi di ostracodi che coesistono con esemplari giovanili di anfipodi, dopo l'incidente di una petroliera nella baia di Narragansett (Rhode Island, USA).

Nella parte nord-orientale dello Stretto di Magellano, le popolazioni a ostracodi hanno subito l'impatto di sversamento accidentale di petrolio sulla costa e un recupero iniziale delle biocenosi è stato riscontrato dopo circa 20 mesi (Kaesler et al., 1979).

Le grandi quantità di petrolio versate nel Golfo Persico durante la guerra del Golfo hanno causato un effetto disastroso nelle faune a ostracodi sulle coste iraniane, con rari individui viventi. Nei campioni più contaminati alcuni carapaci completi presentano residui di petrolio accumulatosi nella parte centrale del carapace (Mostafawi, 2001).

Nessun ostracode è stato trovato all'ingresso dei canali principali del porto di Vladivostok, il più grande porto russo sul Mar Pacifico, dove i sedimenti del fondale sono coperti da un velo di petrolio che non permette neanche la crescita delle alghe (Schornikov, 2000).

Schornikov & Zenina (2007) hanno studiato anche la sensibilità delle associazioni ad ostracodi dopo l'incidente nucleare sottomarino in Chazhma Cove (Peter Great Bay, Mar del Giappone).

- Geochimica del carapace

Pochi studi hanno confrontato la presenza di tracce di metalli o altri elementi tossici nel carapace degli ostracodi in relazione agli inquinanti nelle differenti aree.

Carapaci di *Cyprideis* spp. hanno mostrato differenze significative nel contenuto di Mn, Fe e degli elementi delle terre rare in lagune inquinate, rispetto a quelle poco o moderatamente alterate in America ed Europa, mentre il Cd e Pb non hanno presentato questa distinzione (Palacios-Festet et al., 2003).

La composizione chimica in *C. torosa* cambia in prossimità di liquami industriali ricchi di cloro, con maggiori concentrazioni di cloruri e Fe rispetto ad esemplari di siti non inquinati (Bodergat et al., 1991). Il carapace di *Aurila speyeri* presenta alte concentrazioni di Ce a causa di contaminazioni per intensi flussi di scarichi fognari (Bodergat, 1978).

In conclusione, in accordo con Ruiz et al. (2005) gli ostracodi si adattano molto bene alle caratteristiche degli animali con un "sistema sentinella" (Committee on Animals as Monitors of Environmental Hazards of the U.S. National Research Council, 1991) per i seguenti motivi:

- Hanno un'ampia distribuzione in ambiente acquatico.
- Sono facilmente raccogliibili e prelevati in campioni di sedimento sulla superficie del fondale.
- La densità di popolazione è sufficiente per consentire la classificazione delle specie.
- La loro risposta agli inquinanti è misurabile da variazioni degli indici di ricchezza (densità, diversità) o dalla loro composizione chimica.

Le analisi delle associazioni a ostracodi si rivelano un solido strumento ambientale a costi molto ridotti, utile per la gestione della sostenibilità di ecosistemi di acque salmastre e marine.

Inoltre, queste caratteristiche sono applicabili anche a ricostruzioni degli impatti antropici in tempi storici basandosi sullo studio delle ostracofaune in piccole carote di sedimento.

Un ulteriore utilizzo, utile per i sistemi di gestione della costa, riguarda la possibilità di studiare le modalità e i tempi di recupero di un sistema posto a bonifica dopo periodi prolungati di contaminazione o dopo eventi eccezionali, tramite l'analisi della struttura della popolazione.

Capitolo 2: Parametri chimici ed ecotossicologia

2.1 - Metalli ed elementi in traccia

Metalli e metalloidi sono presenti nei sedimenti in concentrazioni variabili. La loro presenza è principalmente dovuta a origini naturali, e in particolar modo, alla composizione chimica dei substrati rocciosi d'origine. Solo negli ultimi secoli l'uomo è intervenuto in modo massiccio contribuendo a un aumento delle concentrazioni di metalli pesanti nell'ambiente circostante.

Ferro (Fe) e Alluminio (Al) sono i metalli che si ritrovano in maggior quantità nei sedimenti insieme ad altri elementi come Calcio (Ca), Fosforo (P), Magnesio (Mg), Potassio (K), Sodio (Na), Titanio (Ti) e Zolfo (S) (De Lima et al., 2012).

Altri metalli si trovano generalmente in concentrazioni inferiori allo 0,1%, da cui la definizione di "elementi in traccia" che, li contrappone ai maggiori costituenti delle rocce e dei minerali appena citati. Gli elementi in traccia maggiormente considerati nelle analisi geochimiche sono: l'argento (Ag), il bario (Ba), il berillio (Be), il cadmio (Cd), il cobalto (Co), il cromo (Cr), il manganese (Mn), il mercurio (Hg), il molibdeno (Mo), il nickel (Ni), il piombo (Pb), il rame (Cu), lo stagno (Sn), lo zinco (Zn) e alcuni metalloidi, con proprietà simili a quelle dei metalli pesanti come l'arsenico (As), l'antimonio (Sb), il bismuto (Bi), il selenio (Se), il tallio (Tl) e il vanadio (V) (Adriano, 1986). Spesso, diversi elementi tra questi, vengono definiti "metalli pesanti": naturalmente presenti nella crosta terrestre, si caratterizzano per la densità maggiore di 5g/cm³, diversi stati di ossidazione in funzione del pH e per il comportamento cationico. Gli elementi più significativi dal punto di vista ambientale, a livello eco-tossicologico, sono: As, Hg, Cd, Co, Cr, Cu, Mn, Mo, Ni, Pb, Sn, Zn e Se (Salomons & Förstner, 1984).

Vi sono diversi metalli pesanti che sono richiesti nei cicli fisiologici e biochimici degli organismi viventi e per tale motivo sono definiti micro-nutrienti essenziali.

Alcuni metalli in traccia essenziali, sono importanti per via della loro associazione con vari enzimi; molte proteine, infatti, per essere attivate ed esplicare la loro funzione, richiedono l'attacco di una molecola organica contenente uno o più atomi di metallo. Per il funzionamento degli organi e per i processi biochimici, i metalli/metalloidi essenziali che sono necessari sono richiesti in micro quantità.

La tossicologia ambientale si occupa dello studio degli effetti dannosi che i vari inquinanti presenti nell'ambiente possono apportare agli organismi viventi.

Di seguito i possibili effetti che possono provocare alcuni elementi:

- Alluminio (Al): l'inalazione cronica di polveri di Al può portare a irritazione delle vie respiratorie, asma, danni polmonari e fibrosi; altera il metabolismo del Ca in vari organi, con marcati effetti sul sistema nervoso (De Voto & Yokel, 1994);
- Antimonio (Sb): gli effetti da intossicazione acuta e cronica sono a carico del tratto respiratorio; composti contenenti Sb possono provocare tossicità cardiaca (Winship, 1987);
- Argento (Hg): l'esposizione a concentrazioni elevate causa una severa irritazione del tratto gastro-intestinale, lesione del fegato, bronchite, congestione ed edema polmonare; intossicazioni gravi possono condurre a morte;
- Arsenico (As): cancerogeno per l'uomo; teratogeno; può provocare cancro alla pelle, fegato e polmoni (Watterson, 1998);
- Bario (Ba): l'ingestione accidentale di sali solubili di Ba provoca gastroenterite, paralisi muscolare, fibrillazione ventricolare ed extrasistole (Reeves, 1986);

- Bismuto (Bi): alte concentrazioni possono causare confusione mentale, riflessi irregolari, diarrea, febbre, inappetenza ed encefalopatia;
- Berillio (Be): l'inalazione più o meno prolungata a polveri di Be può provocare la berillosi, una polmonite chimica, ma può infiammare anche cute e congiuntiva (Waterson, 1998), può anche causare danni al DNA e cancro;
- Cadmio (Cd): teratogeno embrionale (Smith, 1999); l'esposizione cronica può portare a danni renali, perdita della capacità respiratoria, ipertensione;
- Cobalto (Co): un'eccessiva assunzione può causare; l'inalazione di polveri contenenti Co in ambito industriale può generare pneumocosi (irritazione alle vie respiratorie);
- Cromo (Cr): una dieta carente in cromo può causare una deficienza, caratterizzata da un alterato metabolismo di lipidi e proteine; l'ingestione di un eccesso di cromo causa danni renali; il cromo esavalente provoca ulcere croniche, perforazione del setto nasale ed è cancerogeno;
- Ferro (Fe): esposizioni ad alte concentrazioni può causare congiuntivite, coroidite e retinite; inalazioni croniche di vapori di ossido di Fe può provocare pneumoconiosi benigna o siderosi e può aumentare il rischio di sviluppo di cancro ai polmoni (Boyd et al., 1970)
- Manganese (Mn): l'inalazione di ossidi di manganese, durante le fasi di lavorazione nelle industrie manifatturiere e minerarie, può causare una necrosi delle cellule epiteliali se l'esposizione è stata acuta; nel caso di un'esposizione cronica, invece, si possono manifestare dei disordini psichiatrici;
- Mercurio (Hg): per quanto riguarda l'uomo, è necessario distinguere tre forme chimiche del metallo: Hg elementare, Hg inorganico, e Hg organico; in generale l'esposizione cronica a Hg causa dei danni di carattere neurologico;
- Nickel (Ni): elemento cancerogeno per l'apparato respiratorio;
- Piombo (Pb): una volta assorbito il piombo si lega all'emoglobina e la sua eliminazione è molto limitata (Goyer, 1993); l'avvelenamento da piombo causa una serie di sintomi a carico dei sistemi gastrointestinale, neuromuscolare e nevoso che sono definiti nell'insieme saturnismo;
- Rame (Cu): un accumulo di Cu nell'organismo può causare delle anomalie al livello del sistema nervoso, al fegato e ai reni; l'ingestione di sali di rame, come ad esempio il solfato di rame, può provocare anche la morte;
- Selenio (Se): il margine tra la quantità di selenio essenziale e quella tossica per l'organismo è molto stretto; è ritenuto teratogeno, in quanto può causare sterilità e difetti congeniti nei feti;
- Stagno (Sn): i composti organici dello stagno possono causare encefalopatia ed edema cerebrale (Watterson, 1998);
- Tallio (Tl): può essere assorbito attraverso la pelle o dal tratto respiratorio e intestinale (Fowler, 1982), da esposizioni accidentali o croniche e può portare effetti quali stanchezza, emicranie, inappetenza, perdita di capelli, disturbi della vista fino a danni gravi al sistema nervoso e morte;
- Vanadio (V): l'azione tossica del vanadio è confinata nel tratto respiratorio (Snyder, 1999); l'esposizione ad alte concentrazioni può causare disturbi gastrointestinali, tremore, depressione e danni renali;
- Zinco (Zn): deficit di Zn causano un ritardo nella crescita e nella maturazione sessuale; effetti tossici dovuti ad ingestione di Zn in eccesso sono piuttosto rari, mentre l'esposizione a fumi generati da industrie contenenti ossidi di Zn causa la febbre da fumi pesanti.

Il grado di pericolosità di un metallo, è legato alla sua mobilità e alla sua biodisponibilità. Le forme maggiormente pericolose sono quelle solubili e quelle adsorbite, che possono essere

facilmente scambiabili. Le caratteristiche dei sedimenti che in maggior misura condizionano la presenza e la mobilità di metalli sono: pH, Eh, contenuto in sostanza organica, contenuto e natura della frazione argillosa, contenuto di ossidi e idrossidi di Fe e Mn, capacità di scambio cationico, granulometria. Un'informazione importante per comprendere il comportamento dei vari metalli pesanti in termini di mobilità è da rinvenire nel potenziale ionico, che è il rapporto tra carica e raggio ionico.

Gli elementi con un alto rapporto tra carica e raggio ionico, che hanno in altri termini un potenziale ionico superiore a 3, come Fe^{3+} , Al^{3+} , Mn^{4+} , Cr^{3+} precipitano sotto forma di idrossidi e ossidi insolubili. Co, Ni, Cu, Zn, As e Se, anch'essi aventi un potenziale ionico alto, proprio per via delle loro modeste dimensioni e quindi per il loro basso raggio ionico, possono vicariare con Fe^{3+} , Al^{3+} e Mn^{4+} nei relativi minerali, mentre Pb e Cd hanno un raggio ionico troppo elevato per essere ospitati nel reticolo cristallino degli ossidi e idrossidi di Fe, Al e Mn, ma possono essere adsorbiti da smectiti, vermiculiti e illiti (De Vivo et al., 2004). In generale elementi come Pb, Hg, Cd, Cu, Co, Fe e Zn con un basso potenziale ionico, si rinvenivano come cationi solubili mentre altri metalli pesanti come Mo, As, Cr, Se e V, con alto potenziale ionico, si rinvenivano come complessi anionici solubili.

Con il termine biodisponibilità si intende, generalmente, quella porzione di inquinante che è o può essere resa disponibile per l'assorbimento da parte degli organismi viventi, animali e vegetali (Petruzzelli et al., 2008). La componente vegetale è capace di accumulare facilmente diverse sostanze tossiche, accrescendo quindi la possibilità di farle entrare nella catena trofica, aumentandone la disponibilità. È importante comprendere quali sono i processi, che regolano il trasferimento delle sostanze dai sedimenti agli organismi viventi. Quando un metallo è mobilizzato ed è trasferito in un ecosistema, sarà la sua forma chimica a determinare la sua biodisponibilità, poichè un elemento si può presentare nelle matrici ambientali in diverse forme e specie. Le specie chimiche che un metallo può presentare dipendono da diversi fattori, quali il pH, il potenziale redox, la temperatura, l'abbondanza e la speciazione dei ligandi e dei principali anioni e cationi, la presenza o assenza di sostanza organica. Questi fattori, da soli, ma anche in combinazione tra di loro, determinano le specie chimiche con le quali si presentano i metalli (De Vivo et al., 2004). Anche la componente batterica è in grado di contribuire alla speciazione dei metalli.

La forma con la quale un metallo è presente nell'ambiente è rilevante anche in termini di tossicità ed ecotossicità. Le forme cationiche sono quelle più pericolose sia per la loro possibilità di diffusione nell'ambiente, sia per la maggiore capacità di essere assimilate dagli organismi viventi (Borgmann et al., 2008). La frazione che può essere resa biodisponibile di un metallo non coincide con il contenuto totale presente.

In genere, all'interno del contenuto totale di un metallo nel sedimento, si possono distinguere più frazioni: una frazione sequestrata, che di solito è complessata da ligandi organici; una frazione definita scambiabile, legata a carbonati, argille, fosfati, solfati, ossidi e idrossidi; una frazione residua, stabile, difficilmente solubile, costituita da ioni che sono all'interno dei reticoli cristallini dei minerali primari. Solo quest'ultima non è biodisponibile.

- Fonti naturali e antropiche

Il contenuto naturale di un metallo in un suolo o fondale marino riflette la composizione chimica della roccia madre, che ha subito i processi di degradazione fisica, chimica e biologica e che hanno portato, a loro volta, alla formazione di un substrato.

È importante conoscere, prima di tutto, qual'è il contenuto naturale di metalli pesanti nelle varie tipologie di rocce (Tab. 2.1).

	Rocce ignee			Rocce sedimentarie		
	graniti	mafiche	ultramafiche	calcari	arenarie	argilliti
Cd	0.09-0.2	0.13-0.2	0.12	0.028	0.05	0.2
Co	1	35-50	110-150	0.1-4	0.3	19-20
Cr	4	200	2000-2980	10-11	35	90-100
Cu	10-13	90-100	10-42	5.5-15	30	39-50
Hg	0.08	0.01-0.008	0.004	0.05-0.16	0.03-0.29	0.18-0.5
Mn	400-500	1500-2200	1040-1300	620-1100	4-60	850
Ni	0.5	150	2000	7-12	2-9	68-70
Pb	20-24	3-5	0.1-14	5.7-7	8-10	20-23
Sn	3-3.5	1-1.5	0.5	0.5-4	0.5	4-6
Zn	45-52	100	50-58	20-25	16-30	100-120

Tabella 2.1 - Concentrazioni tipiche di metalli pesanti nei principali tipi di rocce espresse in mg Kg⁻¹ (ppm), (Levinson, 1974; Alloway, 1990).

Nell'ultimo secolo, attraverso varie attività attribuibili principalmente ai settori dell'industria, dell'urbanizzazione e dell'agricoltura, l'uomo ha apportato modifiche nel contenuto naturale dei metalli nelle acque, nei suoli, nei sedimenti di fiumi, laghi e fondali marini.

Numerosi metalli potenzialmente tossici possono essere introdotti nell'ambiente da vari processi industriali; in Tab. 2.2 vengono mostrati i numerosi settori dell'industria che introducono nell'ambiente queste sostanze tramite emissioni gassose in atmosfera e acque di scarico. I settori metallurgico, siderurgico, estrattivo e la produzione di elettricità da combustibili fossili sono i più rilevanti.

Processi industriali	As	Be	Cd	Co	Cr	Cu	Fe	Hg	Mn	Mo	Ni	Pb	Sb	Se	Sn	Ti	Tl	V	Zn
Leghe	x		x	x	x	x	x		x		x	x	x			x			x
Batterie		x					x	x	x		x	x		x					x
Ceramica e vetro	x			x							x	x		x		x	x		
Prodotti chimici, farmaceutici, odontoiatria	x		x		x	x	x	x		x		x	x	x	x			x	x
Vernici (anticorrosivi)			x		x					x		x			x				x
Apparecchiature elettriche	x					x		x					x						
Fertilizzanti	x		x		x	x	x	x	x		x	x							x
Produzione elettricità da fonti fossili	x		x					x				x	x	x					
Miniere, fonderie e metallurgia	x	x	x		x	x	x	x	x		x	x	x	x		x	x	x	x
Reattori nucleari		x	x																
Vernici e pigmenti	x		x	x	x	x			x		x	x	x	x		x			x
Raffinerie	x			x	x	x					x	x							
Plastica			x									x							x
Cartiere					x	x		x			x	x							
Gomma														x					x
Concerie e tessile	x				x	x													

Tabella 2.2 - Processi industriali che possono introdurre direttamente o indirettamente metalli pesanti nell'ambiente (Lima et al., 2012).

Nell'ambiente urbano invece le sorgenti di metalli pesanti sono attribuibili principalmente al riscaldamento domestico e al traffico veicolare.

In ambito agricolo, alcune pratiche costituiscono delle importanti sorgenti d'inquinamento di tipo diffuso: alcuni metalli pesanti si possono rinvenire come impurità presenti nei fertilizzanti (Cd, Cr, Mo, Pb, U, V, Zn), negli scarichi domestici (Cd, Ni, Cu, Pb, Zn e altri elementi), nei mangimi per allevamenti intensivi (Cu, As, Zn), nei pesticidi (Cu, As, Hg, Pb, Mn, Zn), nel compost (Cd, Cu, Ni, Pb, Zn), nei diserbanti (As).

Infine, per definire l'impatto della contaminazione metallica negli ecosistemi è importante distinguere il contributo di metalli pesanti derivante da processi naturali (fondo naturale) da quello derivante dalle attività antropiche (De Vivo, 1995).

Con il termine valore di fondo, o geochemical background, si intende la concentrazione naturale di un elemento in un sedimento, senza alcuna interferenza di origine antropica. È molto utile definire il tenore di fondo di metalli/metalloidi per calcolare le concentrazioni soglia di contaminazione che, se superate, portano a una caratterizzazione ed eventuale bonifica del sito di interesse.

2.2 - Idrocarburi e IPA

Gli idrocarburi: gruppo di composti organici binari formati esclusivamente da atomi di carbonio C e di idrogeno H, classificati in diverse serie (dette omologhe), in base alla forma della molecola e al tipo di legame tra gli atomi di carbonio. Gli atomi di carbonio sono uniti tra loro in catene *aperte* (lineari o ramificate) oppure *chiuse ad anello* o *cicliche*; i legami tra gli atomi di carbonio possono essere semplici (in tal caso l'idrocarburo è detto *saturo*), oppure doppi o tripli (idrocarburo *insaturo*). Quando 6 atomi di carbonio formano un anello in cui sono presenti tre doppi legami dislocati lungo l'intera molecola, si tratta della molecola del benzene, dalle caratteristiche chimiche peculiari, tanto che una prima grande distinzione tra gli idrocarburi è tra quelli che non contengono anelli benzenici (*idrocarburi alifatici*) e quelli derivati dal benzene (*idrocarburi aromatici*). Gli idrocarburi aromatici (o areni) si distinguono a seconda della presenza di un solo anello benzenico (monociclici o mononucleari) o la fusione di più anelli (policiclici o polinucleari).

Malgrado la varietà delle loro strutture, le proprietà dei diversi idrocarburi presentano una serie di analogie e di regolarità. La molecola è costituita esclusivamente da legami di tipo covalente e di conseguenza non tende a dar luogo a legami di tipo associativo con le molecole dell'acqua, che sono invece polari: gli idrocarburi sono infatti tutti insolubili o quasi insolubili in acqua e in genere poco solubili nei solventi polari, mentre sono molto solubili nei solventi apolari. Gli idrocarburi fino a 4 atomi di carbonio sono gassosi a temperatura ambiente, quelli successivi liquidi e poi solidi; il punto di ebollizione è determinato principalmente dal numero di atomi di carbonio della loro molecola e risente della struttura in misura minore. Gli idrocarburi aromatici si caratterizzano per l'elevata stabilità chimica dell'anello benzenico, per cui risulta molto difficile spezzarlo, mentre è più facile sostituire gli atomi di idrogeno neutri all'anello con altri atomi o gruppi di atomi.

- Fonti e aspetti ambientali

La principale fonte di idrocarburi è attualmente il petrolio, da cui si ricavano per distillazione frazionata e successivi trattamenti: principalmente di *cracking*, che permette di spezzare le molecole degli alcani in frammenti più piccoli, e di *reforming*, che trasforma gli idrocarburi a catena aperta in idrocarburi aromatici. Il petrolio è mediamente costituito per circa l'80% da idrocarburi alifatici e per il 20% da idrocarburi aromatici. Altre fonti importanti di idrocarburi sono il gas naturale (in prevalenza costituito da metano) e il carbon fossile. Gli idrocarburi sono la materia prima di base dell'industria petrolchimica che li trasforma in una grande varietà di prodotti, principalmente carburanti (gas di petrolio liquefatti o GPL, benzina per autotrazione, cherosene, gasolio, olio combustibile), solventi e lubrificanti, oppure

intermedi per la fabbricazione di numerosi prodotti di sintesi (materie plastiche, fibre, elastomeri, vernici, farmaci, detersivi, ecc.).

Il largo impiego di idrocarburi porta alla loro dispersione nell'ambiente, con conseguenti problemi di controllo. Le principali forme di inquinamento da idrocarburi si verificano: in mare, a causa delle perdite di idrocarburi nelle fasi di estrazione *off shore* (in mare aperto) e di trasporto con petroliere; nei fiumi, a causa degli scarichi liquidi degli impianti petrolchimici; sulla terraferma, in seguito a incidenti agli oleodotti; nell'atmosfera, in seguito agli scarichi gassosi degli impianti petrolchimici. Tra gli eventi più significativi spiccano le perdite in mare di grandi quantità di idrocarburi, in seguito a incidenti a danno di petroliere di grande tonnellaggio (per es., Amoco Cadiz nel 1978 (Francia), Exxon Valdez nel 1989 (Alaska), piattaforma petrolifera Deepwater Horizon, 2010, Golfo del Messico). In questi incidenti centinaia di migliaia di t di idrocarburi si riversano in mare, distruggendo la fauna marina e inquinando le coste. Inoltre, molti idrocarburi (per es., benzene, benzopirene) possono avere effetti cancerogeni sull'uomo. Essi sono presenti nei fumi di scarico dei motori a scoppio e delle caldaie dei sistemi di riscaldamento, nonché nel fumo delle sigarette.

Particolare attenzione durante questo studio è stata data agli idrocarburi policiclici aromatici (IPA) sostanze ubiquitarie generate da risorse naturali o antropogeniche (Liu et al., 2004). La loro formazione può avvenire in seguito ad una combustione incompleta di materiali organici, come carbone, petrolio, gas, rifiuti o altre sostanze organiche. L'immissione nell'ambiente di IPA può però avvenire anche a seguito di eruzioni vulcaniche, incendi boschivi, combustione di carbone e scarico delle automobili. Gli IPA generalmente hanno elevati punti di fusione ed ebollizione, e bassi valori di tensione di vapore. Hanno una bassa solubilità in acqua e sono chimicamente piuttosto inerti (Bulder et al., 2006).

A seconda delle loro proprietà fisiche e chimiche si possono dividere in due gruppi: IPA a basso peso molecolare, contenenti due o tre anelli aromatici, ed IPA ad alto peso molecolare, contenenti più di tre anelli aromatici. Questi composti possono avere uno o più gruppi sostituiti agli anelli aromatici, cambiandone le proprietà e spesso alterandone l'effetto tossico (Irwin, 1997).

Considerata l'elevata idrofobicità, gli IPA tendono ad interagire con le fasi non acquose e la sostanza organica nel sedimento, diventando potenzialmente disponibili per la degradazione microbica. Poiché la solubilità in acqua diminuisce in modo approssimativo logaritmicamente con l'aumentare della massa molecolare, gli IPA con alto peso molecolare, indicativamente composti da cinque a sette anelli aromatici, destano particolare preoccupazione per il fenomeno di bioaccumulo; i composti più pesanti hanno tale affinità per le componenti organiche del sedimento che tendono a rimanere adese. Nelle matrici ambientali gli IPA sono generalmente rinvenuti in miscela e mai come composti singoli. Ciò rende complessa l'individuazione delle conseguenze sulla salute, poiché per effetti sinergici, la tossicità della miscela può risultare maggiore rispetto alla somma delle tossicità dei singoli composti.

Delle numerose forme che caratterizzano gli IPA, con proprietà chimico-tossicologiche diverse, l'*International Agency for Research on Cancer* (IARC), ne riconosce e classifica 16 (Tab. 2.3) con probabili caratteristiche cancerogene verso l'uomo, tra questi il Benzo[a]pirene è l'unico classificato come cancerogeno per l'uomo con effetti dimostrati (IARC, 1983). I principali effetti vengono riscontrati sull'apparato respiratorio, digestivo, urinario e sulla pelle, sia in seguito ad esposizione cronica che accidentale.

IPA	Massa molare (g/mol)	Solubilità a 25°C (µg/l)	Pressione di vapore a 25°C (atm)	Log Kow (Log Koc)	Cancerogenicità (IARC, 1983)	Anelli benzenici (anelli totali)
Benzo[a]pirene	252.3	3.8	5.5 x 10 ⁻⁹	6.06 (5.74)	1	5
Dibenzo[a,h]antracene	278.3	0,4		6.86 (6.52)	2A	5
Benzo[a]antracene	228.3	11.0	1.1 x 10 ⁻⁷	5.63 (5.30)	2B	4
Benzo[b]fluorantene	252.3	2.4		6.04 (5.74)	2B	4(5)
Benzo[k]fluorantene	252.3			-	2B	5
Crisene	228.3	1.9		5.63 (5.30)	2B	4
Indeno[1,2,3-cd]pirene	276.3			6.58 (6.20)	2B	5(6)
Benzo[g,h,i]perilene	276.3	0.3	1.0 x 10 ⁻¹⁰	6.78 (6.20)	NC	6
Antracene	178.2	59	2.4 x 10 ⁻⁴	4.5 (4.15)	NC	3
Acenaftene	154.2			3.98 (3.66)	NC	2
Acenaftilene	152.2	3420	10 ⁻³ -10 ⁻⁴	4.07 (3.40)	NC	2
Fluorantene	202.3	260		4.90 (4.58)	NC	3(4)
Fluorene	166.2	800		4.18 (3.86)	NC	2(3)
Naftalene	128.2	12500 – 34000	1.8 x 10 ⁻²	3.37	NC	2
Fenantrene	178.2	435	6.8 x 10 ⁻⁴	4.46 (4.15)	NC	3
Pirene	202.1	133	6.9 x 10 ⁻⁷	4.88 (4.58)	NC	4

Tabella 2.3 - Proprietà chimico fisiche 16 IPA definiti “priority pollutants”.

2.3 - Ecotossicologia

L'ecotossicologia è una recente branca della tossicologia che valuta destino, comportamento ed effetti biologici di sostanze potenzialmente pericolose per l'ambiente, in genere utilizzando organismi appartenenti a diverse classi tassonomiche. In particolare, l'ecotossicologia acquatica prende in esame il proprio comparto d'elezione, sia per quanto riguarda il substrato sia per quanto concerne gli organismi che vivono in esso.

Il principio secondo il quale organismi acquatici potevano essere utilizzati per rilevare la presenza di agenti tossici ignoti è anteriore al 1900: infatti, già a metà '800 Penny (Penny et al., 1863) e Weigelt (Weigelt et al., 1885) descrivono gli effetti tossici di scarichi industriali su organismi selvatici, mediante l'esecuzione di studi di tossicità acuta della durata di qualche minuto, ore e occasionalmente giorni. Nel 1924 Carpenter pubblica il suo primo lavoro riguardante la tossicità di ioni di metalli pesanti, provenienti da miniere di piombo e zinco, su alcune popolazioni ittiche. La maggior parte degli studi condotti negli anni '30 e '40 ha lo scopo di fornire una maggiore comprensione nell'interpretazione dei test chimici, quale primo passo per la successiva incorporazione degli studi biologici nel processo di trattamento delle acque di scarico, o di approfondire le informazioni basilari su tolleranza, metabolismo, processi energetici delle varie specie sino a quel momento acquisite. Ellis nel 1937 determina l'uso di *Daphnia magna* per misurare l'inquinamento dei corsi d'acqua, ma la prima procedura standardizzata viene pubblicata nel 1951 (Doudoroff et al., 1951).

Il concetto di criteri di qualità acquatica (WQA, Water Quality Criteria) fu formulato negli anni '60 da McKee & Wolf (1963): “un criterio di qualità acquatica è definito come un dato scientifico utilizzato per giudicare quali limiti di variazione o alterazione dell'acqua non avranno effetti avversi sull'utilizzo della stessa da parte dell'uomo o degli organismi acquatici”.

Le conoscenze acquisite circa i test ecotossicologici portarono infine, negli Stati Uniti, alla stesura di manuali EPA (Environmental Protection Agency), nonché, nel 1976, di linee-guida per l'ambiente acquatico.

Oggi giorno, a livello internazionale, esistono metodi standardizzati per numerose specie (pesci, invertebrati, alghe) d'acqua dolce e di mare, per la colonna d'acqua e per i sedimenti. Sebbene molti standard numerici di qualità delle acque siano basati su effetti misurati dovuti a singole componenti chimiche, stime precise possono essere fatte solo per una piccola percentuale di chimici e non possono predire gli effetti di miscele complesse.

La funzione principale dell'ecotossicologia è quella di stabilire delle norme che, complessivamente, garantiscano che l'eventuale rilascio nell'ambiente di un composto non comporti alcun danno osservabile ed irreversibile; per composto si intende una qualsiasi sostanza che, tramite interazioni fisico-chimiche con i tessuti viventi, può causare danni e/o morte di un organismo. Ciò si traduce in norme che disciplinano le fonti (restrizioni e limiti per le emissioni), l'ambiente (quantità massime consentite nei diversi comparti ambientali) e gli organismi (limiti di esposizione, quantità massime di residui in varie componenti). Lo studio ecotossicologico si rivolge essenzialmente alla stima della tossicità per prevedere i possibili effetti indesiderati sull'ambiente dovuti all'immissione di una singola sostanza (per la commercializzazione di nuovi prodotti) o di una miscela di sostanze potenzialmente tossiche (per gli effluenti). Attualmente la normativa in realtà si basa ancora principalmente su una visione antropocentrica, poiché in genere viene proibito tutto ciò che direttamente od indirettamente può danneggiare l'uomo (APAT, 71/2006).

- Le analisi ambientali

Quando si valuta l'impatto di un agente stressante sugli organismi viventi di un ambiente, si possono seguire diversi procedimenti, che generalmente prevedono l'utilizzo di alcune specie come indicatori dello stato dell'ambiente: tale criterio viene osservato sia nel caso dei saggi biologici, sia nel caso del rilevamento biologico. Per saggio biologico si intende un test di tossicità eseguito generalmente su campioni di reflui prima dell'immissione o su corpi idrici dopo l'immissione; il rilevamento biologico viene attuato mediante l'osservazione di particolari indici sul corpo recettore, come ad esempio l'Indice Biotico Esteso (IBE) o l'Indice di Funzionalità Fluviale (IFF). Le differenti metodiche analitiche presentano vantaggi e svantaggi, a seconda dello scopo che si vuole raggiungere.

La classica analisi chimica o chimico-fisica rileva la presenza istantanea di specie chimiche preselezionate, identificando lo specifico agente causativo, senza però rilevare gli effetti ed ignorando le sinergie. I test di tossicità ed i rilevamenti biologici evidenziano invece gli effetti, anche se in maniera differente: i primi individuano, su singoli individui o piccoli gruppi, l'effetto complessivo di tutte le sostanze presenti benché non ricercate a priori; i secondi mostrano l'effetto nelle sue estreme conseguenze sulla varietà e sulla numerosità della popolazione. Nessuno dei due identifica lo specifico agente causativo, però entrambe rilevano le sinergie interne alle miscele.

- I test di tossicità

Un test di tossicità si fonda sul principio secondo il quale, esponendo un organismo vivente ad un agente tossico, la risposta risulta essere funzione diretta della dose assunta e indiretta del livello di esposizione; quindi, in generale essi vengono descritti da relazioni dose - risposta e da curve attività - effetto.

I test di tossicità possono essere distinti in tre categorie: acuti, subacuti e cronici. I primi rilevano effetti avversi che si manifestano in un breve arco temporale successivo alla somministrazione di una dose singola di sostanza; i secondi evidenziano effetti dovuti all'esposizione ad una sostanza per un periodo inferiore o uguale ad un decimo della vita dell'organismo; i terzi stimano gli effetti che si manifestano in seguito a esposizioni per un tempo superiore, che spesso coincide con più della metà dell'aspettativa di vita dell'organismo test. In tutte le tipologie di test considerate la tossicità rilevata solitamente è funzione di specie, età, sesso, alimentazione, condizioni dell'organismo e caratteristiche

chimico-fisiche del mezzo. I saggi possono essere condotti in laboratorio, cioè in condizioni controllate dall'operatore, utilizzando una singola specie o più specie diverse, in esperimenti indipendenti. L'esposizione può essere statica (il mezzo contenente la sostanza viene preparato all'inizio dell'esperimento e rimane tale sino al termine), semi-statica (il mezzo viene periodicamente rinnovato) o continua (il mezzo viene rinnovato di continuo).

I test ecotossicologici permettono di definire una relazione causa-effetto, anche se in genere i risultati ottenuti sono validi solo per le condizioni sperimentali utilizzate e non consentono di estendere le conclusioni ad altre specie o a sistemi naturali complessi, dal momento che non possono tenere conto delle complesse interazioni fra biota ed ambiente.

Organismi differenti evidenziano una diversa sensibilità per le varie sostanze per ogni organismo. È necessario, quindi, impiegare una batteria multispecie in cui gli ambiti di sensibilità non si sovrappongono ma siano complementari. I componenti della batteria vengono solitamente scelti in base alla loro rappresentatività (un procariote, un vegetale, un animale superiore) ed in base alle loro relazioni con la catena trofica.

Definendo come "veleno" qualunque sostanza che, mediante interazioni chimico-fisiche, può causare danni e/o morte di un organismo vivente, tutte quante potenzialmente lo sono, poiché, in conseguenza di un'esposizione eccessiva, tutte possono provocare danni di maggiore o minore gravità. Un'esposizione eccessiva può causare un effetto negativo, un'esposizione tollerabile può non produrne affatto o addirittura può portare a un miglioramento delle condizioni (ormesi); tuttavia, per la stessa sostanza, a parità di esposizione, l'effetto può essere diverso per organismi diversi. Un effetto avverso è rappresentato da qualsiasi cambiamento anormale, indesiderabile o dannoso, in un organismo esposto ad una sostanza potenzialmente tossica. In condizioni estreme si può arrivare alla morte dell'organismo, mentre nel caso di conseguenze di minore entità si notano alterazioni del consumo di cibo, del peso corporeo o di alcuni organi, cambiamenti patologici visibili o anche alterazioni dei livelli enzimatici. Tuttavia, un cambiamento statisticamente significativo dallo stato normale non è indice necessariamente di un effetto dannoso: per diventare tale, esso deve alterare una proprietà importante ed essere posto in relazione allo stato complessivo di salute dell'organismo esposto. A seconda della tipologia dell'organismo e della entità degli effetti misurabili, questi possono essere letali o subletali in funzione dell'end-point considerato (ad es. mortalità, alterazione di funzioni fisiologiche essenziali quali fecondazione, schiusa delle uova, bioluminescenza, crescita, motilità, ecc.),

In questo lavoro è stata allestita, quindi, una batteria di test biologici comprendenti più specie, selezionate in base ad una serie di criteri volti a soddisfare la maggior parte dei requisiti ideali per la corretta realizzazione di test ecotossicologici: differente posizione filogenetica, differente livello trofico, diversa rilevanza ecologica, diversa sensibilità, più o meno specifica, ai diversi contaminanti.

Le analisi effettuate sono: Test di tossicità acuta con *Vibrio fischeri* (batterio bioluminescente), Test di tossicità acuta con *Artemia salina* (crostaceo), e Test di tossicità cronica con *Dunaliella tertiolecta* (alga unicellulare).

Capitolo 3: Materiali e Metodi

Oggetto del lavoro di tesi è l'analisi multidisciplinare di 46 campioni di sedimenti marini prelevati nelle aree di Pozzuoli (19 campioni) (Tab. 3.1), Torregaveta - Cuma (16) (Tab. 3.2) e Silivri (11) (Tab. 3.3), con batimetrie comprese tra 2,5 m (campione T 1-1 e S4) e 35 m (campione T2-5) e una distanza dalla costa da 65 m (T1-1) a 1500 m (S11).

Campione	Batimetria (m)	Distanza dalla costa (m)	Granulometria
T 1-1	2.5	65	SM
T 1-2	5	105	SM
T 1-3	11	269	SM
T 1-4	20	470	SM
T 2-1	5	87	SM
T 2-2	10	272	SM
T 2-3	19	511	SM
T 2-4	27	688	SF
T 2-5	35	940	SF
T 3-1	3.5	101	SG
T 3-2	6	203	SG
T 3-3	8	390	SG
T 4-1	4	124	SM
T 4-2	9	238	SM
T 4-3	17	416	SF
T 5-1	3	90	SM
T 5-2	5	214	SM
T 5-3	8	380	SM
T 5-4	13	561	SG

Tabella 3.1 - I 19 campioni della baia di Pozzuoli, batimetria, distanza dalla costa e granulometria.
SG: sabbie grossolane; SM: sabbie medie; SF: sabbie fini.

Campione	Batimetria (m)	Distanza dalla costa (m)	Granulometria
FX	4	150	SM
F1	6,5	420	SM
F2	8,5	600	SF
F3	10	930	SF
F7	3	800	SM
F6	7,5	728	SM
F5	11	460	SM
F4	11	160	SM
F8	4,5	160	SM
F9	7	620	SM
F10	9	850	SM
F11	13,5	990	SF
F15	4	1000	SF
F14	5	650	SM
F13	8	350	SM
F12	13	128	SM

Tabella 3.2 - I 16 campioni di Torregaveta-Cuma, batimetria, distanza dalla costa e granulometria.
SM: sabbie medie; SF: sabbie fini.

Campioni	Batimetria (m)	Distanza dalla costa (m)	Granulometria
S1	5	-	SFF
S2	5,5	-	SFF
S3	3	220	SM
S4	2,5	198	SM
S5	3	210	SM
S6	8	430	SM
S7	9	530	SFF
S8	9,5	621 (120 molo)	SFF
S9	16	390 (270 molo)	SF
S10	13	800	SFF
S11	18	1500	SFF

Tabella 3.3 - Gli 11 campioni della baia di Silivri, batimetria, distanza dalla costa e granulometria.
SM: sabbie medie; SF: sabbie fini; SFF: sabbie molto fini.

3.1 - Trattamento dei campioni

I campioni sono costituiti dal sedimento superficiale del fondale, prelevato manualmente per le profondità inferiori ai 10 m e con l'utilizzo di una piccola benna per i restanti prelievi. Ogni campione è stato suddiviso in 3 sub-campioni, trattati e conservati in relazione alle differenti metodologie applicate.

Per le analisi ecotossicologiche, il sedimento è stato posto in 2 Falcon sterili da 50 ml, trasportato in contenitore refrigerato e conservato in cella frigorifera a 4°C nei giorni antecedenti i test. Stesso procedimento per le analisi chimiche, con conservazione in cella a -22 °C.

Per le analisi sistematiche ed ecologiche delle associazioni a foraminiferi bentonici e a ostracodi, si necessita di una quantità maggiore di sedimento; circa 800g di sedimento sono stati posti in buste di plastica trasparente adatte al trasporto e conservazione in laboratorio. Ogni campione è stato etichettato, identificandolo con sigla, data, profondità di prelievo e ogni stazione è stata georeferenziata.

3.2 - Analisi ecologiche

Per lo studio delle tanatocenosi a foraminiferi bentonici e ostracodi è stata utilizzata la seguente metodologia:

- I campioni sono stati inizialmente essiccati in forno ad una temperatura di circa 60°C per eliminare l'umidità residua contenuta;
- Una quantità pari a 200 grammi di peso secco è stata portata a ebollizione in una soluzione di acqua e Carbonato di Sodio;
- Ciascun campione è stato lavato con setacci da 63 µm ed asciugato nuovamente in forno;
- I campioni sono stati setacciati a secco con setacci con maglie di diversa grandezza, a seconda della presenza o meno di residuo organico grossolano, da 1000 µm (18 mesh) a 125 µm (120 mesh);
- Per ogni campione è stata effettuata la raccolta degli esemplari di foraminiferi bentonici e ostracodi. È stata utilizzata la frazione del campione ottenuta mediante microsplinter in quantità tale da ottenere un numero di individui sufficiente per una corretta analisi quantitativa, corrispondente a circa 300 individui per campione; per le ostracofaune sono state

calcolate sia il numero minimo di individui adulti, inteso come numero più alto tra le valve destre e sinistre sommato al numero di carapaci (NI), sia il totale delle valve, comprensivo quindi di tutte le mute immature (NV) (Ruiz et al., 2003, con letteratura);

- I risultati finali delle relative abbondanze delle associazioni sono stati generalmente uniformati secondo uno standard di 200 g, quando non diversamente specificato.

L'identificazione delle specie si è basata sulla letteratura classica e moderna per i foraminiferi bentonici (Jorissen, 1988; Cimerman & Langer, 1991; Sgarrella & Moncharmont Zei, 1993; Fiorini & Vaiani, 2001) e ostracodi (Müller, 1894; Klie, 1937; Caraion, 1967; Schornikov, 1969; Barbeito-Gonzalez, 1971; Bonaduce et al., 1976; Breman, 1976; Aiello & Barra, 2010-bibliografia estesa) recenti del Mediterraneo.

- Autoctonia e alloctonia

Per l'interpretazione ecologica delle aree esaminate è necessario prendere in considerazione soltanto le specie autoctone, cioè che hanno vissuto e sono morte nello stesso ambiente. Nelle tanatocenosi potremmo ritrovare anche specie che hanno subito rimaneggiamento o trasporto da un altro tipo di ambiente, dette alloctone. Per caratterizzare l'ambiente considerato bisogna quindi distinguere i due gruppi. Sia per i foraminiferi bentonici che per gli ostracodi si può ricorrere all'osservazione di diversi caratteri: un cattivo stato di conservazione; l'appartenenza a taxa ritenuti, in letteratura, caratteristici di ambienti con diverse caratteristiche chimico-fisiche; l'appartenenza ad un determinato record fossile, mancanza di segnalazioni in sedimenti recenti correlata ad uno stato di conservazione mediocre.

La compresenza di almeno due di queste caratteristiche fa sì che la specie sia considerata alloctona. Inoltre per le ostracofaune c'è un ulteriore elemento per valutare l'autoctonia o il rimaneggiamento di un'associazione: la presenza delle mute giovanili e il dimorfismo sessuale.

Le valve giovanili sono frequentemente preservate nei sedimenti e l'analisi della struttura della popolazione, considerando il numero di valve per ogni muta, è uno strumento molto utile per interpretare i processi post-mortem intervenuti. Una popolazione autoctona è solitamente rappresentata da adulti di entrambi i sessi e numerose valve dei diversi stadi di crescita. Anche la presenza di carapaci completi e una buona conservazione fa supporre un'assenza di trasporto.

3.3 - Analisi chimiche

Per la determinazione di metalli pesanti e degli elementi in tracce, i sedimenti sono stati sottoposti a digestione acida ossidativa mediante acido nitrico e acqua ossigenata ad alta temperatura e pressione, assistita da microonde (Metodo EPA 3052). La determinazione quali-quantitativa è stata effettuata mediante analisi di ionizzazione al plasma accoppiato induttivamente e rivelazione con spettrometria di massa, ICP-MS (Metodo EPA 6020). Sono state determinate le concentrazioni di Al, As, Ag, Ba, Be, Cd, Co, Cr, Cu, Fe, Hg, Mn, Ni, Pb, Se, Tl, Zn, e V per le località di Pozzuoli e Torregaveta/Cuma; Al, As, Ba, Cd, Cr, Cu, Fe, Hg, Ni, Pb, Sn, Tl, Zn, e V per la baia di Silivri (Turchia).

Per le località Camapne (Pozzuoli e Torregaveta-Cuma) sono stati determinati i 16 IPA (Idrocarburi Policiclici Aromatici) previsti dall'EPA (Environmental Protection Agency). L'analisi è stata effettuata mediante estrazione con un opportuno solvente organico sotto agitazione magnetica, seguita da trattamento con ultrasuoni (Metodo EPA 3550c), quindi analisi quali-quantitativa mediante cromatografia liquida ad elevate prestazioni (HPLC) e rivelazione sia spettrofotometrica UV-Vis, sia spettrofluorimetrica (Metodo EPA 8310).

Per la baia di Silivri sono stati analizzati gli idrocarburi poliaromatici totali, estratti e omogeneizzati (con THF, Tetraidrofurano) mediante ultrasuoni e misurati con la tecnica di spettroscopia a fluorescenza.

Le analisi degli elementi in traccia per le tre aree campionate e le analisi degli IPA per le aree di Pozzuoli e Torregaveta-Cuma sono state realizzate presso il Dipartimento di Scienze Chimiche dell'Università degli Studi di Napoli Federico II.

Le analisi degli idrocarburi per l'area di Silivri sono state svolte presso il TUBİTAK MAM CENTER (Turkish Scientific and Technological Research Council, Marmara Research Center, İstanbul), in collaborazione con il Dipartimento di Ingegneria ambientale della Namik Kemal University, Corlu-Tekirdag.

3.4 - Analisi ecotossicologiche

Una batteria di test ecotossicologici è stata effettuata per ogni campione, utilizzando 3 bioindicatori differenti: *Vibrio fischeri*, *Artemia salina* e *Dunaliella tertiolecta*. Per la località di Silivri è stato effettuato soltanto il test con *A. salina*. Tutti i saggi sono stati svolti utilizzando l'elutriato, ottenuto mediante agitazione del sedimento umido tal quale sospeso con acqua di mare sintetica in rapporto 1:4 (peso sedimento / volume d'acqua). I campioni vengono lasciati sedimentare per un'ora e il sovranatante verrà utilizzato per il saggio.

La prova di tossicità con *V. fischeri* consente di verificare, mediante luminometro, l'inibizione della bioluminescenza naturalmente emessa da una popolazione monospecifica di cellule di batteri Gram-negativi appartenenti alla specie dopo un tempo di contatto di 5 e 15 minuti con il campione in esame (ISO 11348-3:2007).

La prova di tossicità acuta con *D. tertiolecta* consiste nel determinare l'inibizione della crescita di cellule algali in terreni di coltura con il campione da analizzare in relazione ad una coltura di controllo (ISO 10253:2006).

Il test con *A. salina* consente di valutare la tossicità del campione utilizzando l'immobilizzazione del crostaceo come risposta. Naupli schiusi da cisti durature e allo stadio larvale II-III sono stati utilizzati per un saggio a 24-48 ore (APAT-IRSA-CNR 2003: 8060). Descrizione delle metodiche in Appendice 1.

Le analisi ecotossicologiche sono state effettuate presso il Dipartimento di Biologia dell'Università degli Studi di Napoli Federico II per le campionature di Pozzuoli e Torregaveta - Cuma; presso il Dipartimento di Ingegneria Ambientale della Namik Kemal University (Corlu-Tekirdag) per i campioni di Silivri.

3.5 - Analisi statistiche

Per l'analisi statistica dei dati è stato utilizzato il software PAST (PAleontological STatistic - versione 3.01) (Hammer et al., 2001), spesso utilizzato per il trattamento di dati ecologici, dall'analisi di indici di diversità a tecniche di statistica multivariata (Yasuhara et al., 2007; Romano et al., 2008; Cherchi et al., 2009; Bergamin et al., 2009; Frontalini et al., 2009; Iepure et al., 2013). La matrice di dati utilizzati comprende numerosi parametri per ogni campione: batimetria, distanza dalla costa, granulometria, i risultati delle analisi chimiche per elementi in traccia e gli IPA, i risultati delle analisi ecotossicologiche, abbondanza e diversità semplice delle associazioni a foraminiferi bentonici e ostracodi e i tre indici ecologici di dominanza, di diversità di Shannon e di equitabilità. Inoltre viene considerata l'abbondanza delle specie rappresentate dal 5% in su, almeno in un campione (Fishbein & Patterson, 1993).

Per l'associazione ad ostracodi, le analisi statistiche sono state svolte sia per il numero minimo di individui adulti, inteso come numero più alto tra le valve destre e sinistre sommato al numero di carapaci (NI), sia per il totale delle valve, comprensivo quindi di tutte le mute immature (NV), raccolte per ogni campione.

Tutti i parametri sono stati confrontati attraverso l'analisi multivariata utilizzando il coefficiente di correlazione lineare di Pearson. Il coefficiente o indice di correlazione di Pearson è un valore numerico compreso tra -1 e 1 che esprime la forza di una relazione lineare tra due variabili. Se r è più vicino a 1, questo indica che le due variabili sono direttamente correlate. Il valore di r più vicino a -1, è indicazione che le due variabili sono inversamente correlate. Se r è 0 le variabili non sono correlate. È da tener presente però che se due variabili risultano correlate non implica l'esistenza di una relazione causale, e che in alcuni casi la correlazione può essere spiegata dalla correlazione di entrambe le variabili ad una terza variabile.

Inoltre è stata effettuata un'analisi multivariata attraverso la Cluster analysis e la Principal component analysis. Il raggruppamento dei campioni in cluster è stato effettuato utilizzando l'algoritmo Paired Group e Bray-Curtis come indice di similarità, in quanto utile per i dati di abbondanza. La Principal Component Analysis (PCA) è una procedura per la ricerca delle variabili ipotetiche (componenti) che esprimono il massimo della varianza del set di dati multidimensionali. È un metodo non parametrico per estrarre informazione rilevante da un insieme di dati complesso. Riesce a eliminare la ridondanza dell'informazione nei dati, rappresentata dall'autocorrelazione. Geometricamente l'obiettivo della PCA è presentare i dati nel riferimento che evidenzia maggiormente la loro struttura.

È stata effettuata sulla matrice dei dati standardizzata (la matrice di covarianza coincide con la matrice di correlazione), utile per dati che hanno ordini di grandezza molto diversi e inoltre in questo modo i risultati di diverse analisi sono comparabili.

La PCA fornisce una spiegazione alternativa della variabilità osservata con il pregio di descrivere il fenomeno mediante dimensioni tra loro non correlate e ordinate in termini della loro importanza nella spiegazione.

Questo permette di:

- interpretare un fenomeno attraverso il nuovo significato assunto dalle componenti principali che non sono state scartate;
- ridurre il numero di variabili da considerare scartando le ultime componenti che contribuiscono poco alla variabilità osservata.

Per le analisi statistiche si considerano esclusivamente i dati delle specie autoctone delle tanatocenosi rivenute.

Per il parametro granulometrico è stata considerata una scala di valori da 0 a 3: alle sabbie molto fini è stato assegnato il valore 0, alle sabbie fini 1, alle sabbie medie 2 e alle sabbie grossolane 3.

Anche per le analisi ecotossicologiche è stata utilizzata una scala di valori (Tab. 3.4) per esprimere il range di tossicità espressa per ogni organismo bioindicatore utilizzato.

Giudizio	Valore
Nessun Effetto	1
Leggera tossicità	2
Moderata tossicità	3
Marcata tossicità	4

Tabella 3.4 - Scala di valori per i test di ecotossicità.

Capitolo 4: Pozzuoli

L'incremento dell'urbanizzazione, dello sviluppo industriale e commerciale che ha interessato le aree costiere campane negli ultimi due secoli ha apportato considerevoli cambiamenti negli ecosistemi naturali. L'area di studio, il Golfo di Pozzuoli, presenta un deterioramento che si può ascrivere all'insieme di queste diverse fonti d'inquinamento, interessando particolarmente l'area marina prossima alla costa.

Pozzuoli, maggior centro abitato incluso nel sistema vulcano-tettonico dei Campi Flegrei (Fig. 4.1), ha visto l'insediamento di fabbriche lungo l'intera linea di costa, a partire dalla prima industria meccanica, la Armstrong, insediata nel 1865. Ansaldo, Microlambda, Sofer, Pirelli hanno ulteriormente sviluppato le attività siderurgiche e metallurgiche dell'area fino al 1993, anno in cui ha inizio il decremento della produzione industriale che è virtualmente cessato dieci anni dopo. Tale declino ha tuttavia coinciso con un aumento delle attività commerciali, turistiche e del traffico portuale, che ha determinato un incremento della diversità di sostanze inquinanti presenti.

4.1 - Area di studio

La baia di Pozzuoli è un tipico esempio di costa alta e rocciosa di recente origine morfologica (Pleistocene), inserita nel sistema vulcano-tettonico dei Campi Flegrei formatosi 150000 anni fa. Circa 50 crateri ricoprono l'area dalla terra ferma al mare aperto. La storia tettonica dei Campi Flegrei è stata molto dinamica: record storici di movimenti bradisismici risalgono a circa 2000 anni fa; l'ultima eruzione che ha dato vita a Monte Nuovo (in circa 48 ore) è del 1583. Negli ultimi 30 anni il livello del suolo è aumentato a causa di movimenti bradisismici positivi. All'attività vulcanica è associata la presenza di emissioni di gas (fumarole) sia su terre emerse (Solfatarata) che sommerse.

La baia ha una profondità media di 60 m e massima di 110 m, una superficie di 33 km² ed un volume di circa 2km³. Lo scambio di acqua avviene tra la baia di Pozzuoli e il Golfo di Napoli



Figura 4.1 - Area di studio: Pozzuoli.

attraverso una sezione di 2 km di larghezza e 100 m di profondità (De Maio et al., 1982). La temperatura dell'acqua varia da 14° C in inverno a 26 C in estate, la salinità (37-38 ‰) è leggermente superiore a quella del Mar Tirreno, la saturazione di ossigeno è circa 70%. C'è una grande quantità di sostanze nutritive: [N-NO³] da 5 a 200 µg/L, e [P-PO⁴] da 10 a 100 µg/L con concentrazioni massime di 1,2 mg/L. La clorofilla *a* ha valori di 1-2 mg/m³, con picchi di 1,5-20 mg/m³ (Damiani et al., 1987).



Figura 4.2 - Area di studio, transetti e punti campionati.

Durante la fase di campionamento effettuata nel maggio del 2011, sono stati prelevati 19 campioni di sedimenti marini lungo 5 transetti del litorale di Pozzuoli (Fig. 4.2), con profondità compresa tra 2,5 e 35 metri e una distanza dalla costa compresa tra 65 e 943 m (Tab. 4.1).

Campione	Latitudine N	Longitudine E	Profondità (m)	Distanza dalla costa (m)	Granulometria
T 1-1	40° 49' 0.32"	14° 9' 0.42"	2.5	65	SM
T 1-2	40° 49' 0.29"	14° 9' 1.89"	5	105	SM
T 1-3	40° 48' 55.25"	14° 9' 1.79"	11	269	SM
T 1-4	40° 48' 48.57"	14° 9' 1.79"	20	470	SM
T 2-1	40° 49' 1.83"	14° 7' 8.62"	5	87	SM
T 2-2	40° 49' 0.83"	14° 7' 8.70"	10	272	SM
T 2-3	40° 48' 57.37"	14° 7' 51.77"	19	511	SM
T 2-4	40° 48' 51.75"	14° 7' 52.19"	27	688	SF
T 2-5	40° 48' 43.30"	14° 7' 51.67"	35	940	SF
T 3-1	40° 49' 8.76"	14° 7' 11.47"	3.5	101	SG
T 3-2	40° 49' 5.42"	14° 7' 11.26"	6	203	SG
T 3-3	40° 48' 59.05"	14° 7' 11.69"	8	390	SG
T 4-1	40° 49' 42.59"	14° 6' 38.72"	4	124	SM
T 4-2	40° 49' 39.62"	14° 6' 35.62"	9	238	SM
T 4-3	40° 49' 35.08"	14° 6' 31.06"	17	416	SF
T 5-1	40° 49' 48.06"	14° 5' 35.35"	3	90	SM
T 5-2	40° 49' 44.01"	14° 5' 35.35"	5	214	SM
T 5-3	40° 49' 38.52"	14° 5' 35.56"	8	380	SM
T 5-4	40° 49' 32.73"	14° 5' 35.56"	13	561	SG

Tabella 4.1: Coordinate, profondità, distanza dalla costa e granulometria dei campioni analizzati. SF: sabbie fini; SM: sabbie medie; SG: sabbie grossolane.

4.2 - Analisi chimiche

Sono state determinate le concentrazioni di Al, As, Ag, Ba, Be, Cd, Co, Cr, Cu, Fe, Hg, Mn, Ni, Pb, Se, Tl, Zn, e V e dei 16 IPA (Idrocarburi Policiclici Aromatici) previsti dall'EPA (Environmental Protection Agency) (Tab. 4.2 e Tab. 4.3).

L'area presenta una alta concentrazione per diversi metalli ed elementi in traccia analizzati, in particolare per i campioni a granulometria più fine. Il campione T2-5 presenta i valori più elevati per la maggior parte dei metalli: Be, Cr, Fe, Co, Cu, Zn, Ba, Tl, Se e Al. I primi due campioni del Transetto 1 presentano concentrazioni abbastanza elevate per la gran parte dei metalli, in particolare il valore maggiore di Mn per T1-1 e di V per T1-2. Il Cd ha valori molto elevati, che superano il limite soglia di 0,3 mg/kg fissato per i sedimenti marini dal D.M. 367/2003 per 17 campioni, il valore più alto si osserva per il campione T3-2 (5,67 mg/kg). L'As raggiunge concentrazioni di circa 44 mg/kg per i campioni T2-2 e T2-4 e supera il valore soglia di 12 mg/kg in tutti i campioni esaminati. Il Ni presenta la concentrazione più elevata nel campione T2-3 e supera leggermente il valore limite di 30 mg/kg. Il Pb, che mostra già concentrazioni di fondo superiori al valore limite di 30 mg/kg, mostra i valori più elevati per i campioni T2-4, T2-3 e T4-3 e supera il valore soglia definito per i sedimenti marini in 15 campioni. I valori valutati da Damiani et al. (1987) come concentrazione di fondo dei sedimenti nella baia di Pozzuoli vengono riportati in Tab. 4.2. Nella Tab. 4.4 si possono confrontare i valori dei limiti fissati dal D. Lgs. 152/2006 per i suoli ad uso verde pubblico, privato e residenziale e i suoli ad uso commerciale e industriale e i range delle concentrazioni di metalli ed elementi in traccia riscontrati nei suoli del Litorale Domizio-Flegreo e Agro Aversano (Lima et al., 2012).

Le elevate concentrazioni di alcuni elementi, come l'arsenico, il ferro e il piombo, possono essere attribuite oltre alla componente antropica anche alla natura dei sedimenti tipici di aree vulcaniche (Damiani et al., 1987).

Le analisi degli IPA mostrano un'alta concentrazione in 16 dei 19 campioni prelevati. Dei 16 idrocarburi policromatici considerati il più presente è il fluorantrene con concentrazioni che vanno da 0,44 a 34,46 mg/kg; il meno presente è l'acenaftalene: 1,2 mg/kg nel campione T5-1. Il campione con la maggiore concentrazione di IPA totali è T1-4 (115,21 mg/kg) seguito dai campioni T2-4, T2-5 e T3-3. Nella Tab. 4.3 vengono indicati anche i valori soglia previsti per alcuni idrocarburi per i sedimenti marini secondo il D.M. 367/03, valori superati in 16 campioni; e un confronto con gli IPA considerati (fenantrene, fluorantrene e crisene) da Damiani et al. (1987) nel golfo di Pozzuoli.

Elementi	Siti ad uso verde pubblico, privato e residenziale (mg/kg) D.Lgs152/2006	Siti ad uso commerciale e industriale (mg/kg) D.L.gs152/2006	Lima et al. 2012 (mg/kg)
Arsenico	20	50	2,6 - 64,89
Berillio	2	10	0,3 - 11,5
Cadmio	2	15	0,01 - 2,7
Cobalto	20	250	2,0 - 34
Cromo	150	800	1 - 104
Mercurio	1	5	0,005 - 2,03
Piombo	100	1000	6 - 781
Rame	120	600	3 - 677
Nichel	120	500	1,0 - 87
Selenio	3	15	0,05 - 2
Stagno	1	350	0 - 63
Tallio	1	10	0,11 - 3,62
Vanadio	90	250	20 - 144
Zinco	150	1500	25 - 418
Alluminio			0,61 - 8,27%
Ferro			0,6 - 3,34%
Argento			0,002-6,39
Bario			23 - 1563
Manganese			203 - 3494

Tabella 4.4 - Valori dei soglia fissati dal D.Lgs. 152/2006 per i suoli ad uso verde pubblico, privato e residenziale e i suoli ad uso commerciale e industriale e i range delle concentrazioni di metalli ed elementi in traccia riscontrati nei suoli del Litorale Domizio-Flegreo e Agro Aversano (Lima et al., 2012).

4.3 - Analisi ecotossicologiche

I test ecotossicologici mostrano una diversa sensibilità degli organismi bioindicatori utilizzati. Per il test con *V. fischeri* si considerano significativi i risultati che si discostano dal controllo per il 20%, quindi valori positivi al di sopra del 20% indicano una inibizione della bioluminescenza; al contrario, valori negativi al di sotto del 20% indicano biostimolazione della bioluminescenza. È presente biostimolazione nei campioni T1-1, T1-4, T2-3, T2-4 and T2-5; i campioni T2-1, T2-2, T3-1 e T3-2 non presentano effetti rilevanti; gli altri campioni sono moderatamente tossici tranne il T5-1 che presenta alti valori di tossicità (Fig. 4.3).

I risultati ottenuti con *A. salina* sono riportati in Fig. 4.4. La maggior parte dei campioni mostra bassi valori di tossicità sia dopo 24h che 48h di esposizione all'elutriato contaminato. I campioni T1-4, T2-5 e T5-4 presentano una moderata tossicità dopo 48h.

Per il test con *D. tertiolecta* si hanno valori negativi quando la densità cellulare del campione supera in misura significativa quella del controllo e ciò si traduce in un effetto stimolante da parte del campione (effetto eutrofizzante); tale effetto si riscontra in tutti i campioni, ad eccezione del T3-2. L'effetto della biostimolazione può essere considerato particolarmente elevato, ma la causa può anche esser dovuta ad un arricchimento di nutrienti della matrice, dovuto alla possibile solubilizzazione di fosfati e nitrati presenti nel sedimento durante la procedura di elutriazione (Fig. 4.5).

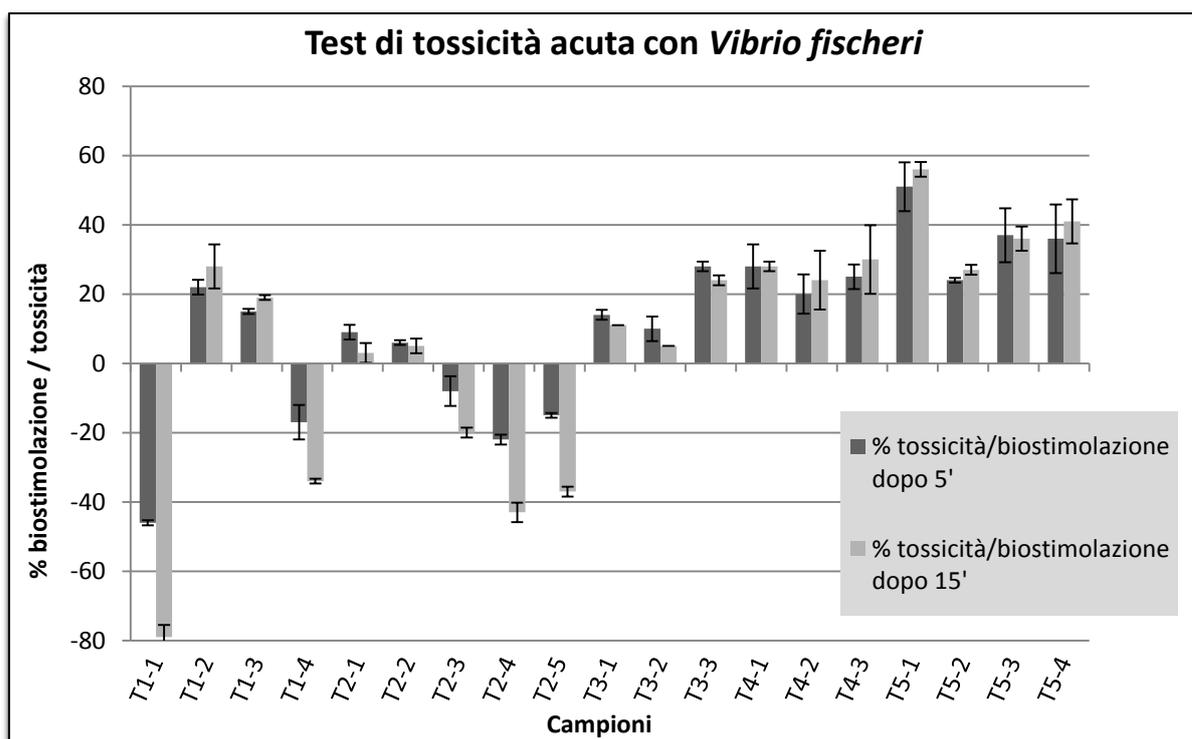


Figura 4.3 - Risultati del saggio ecotossicologico con *V. fischeri*.

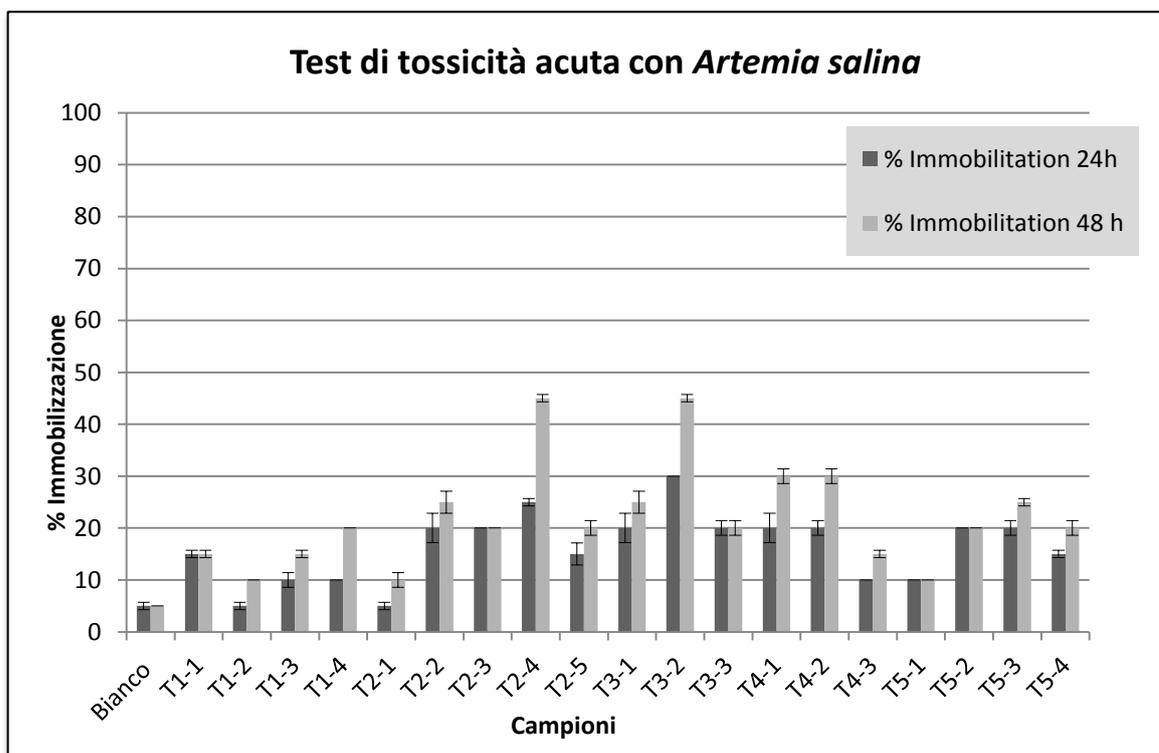


Figura 4.4 - Risultati del saggio ecotossicologico con *A. salina*.

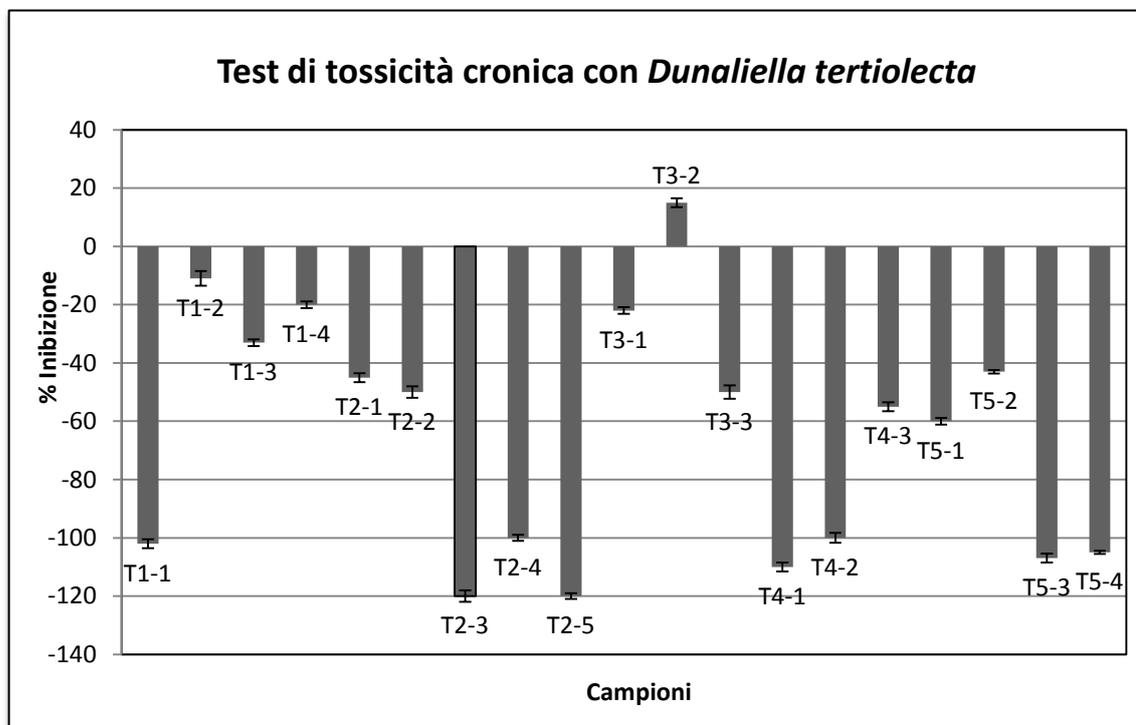


Figura 4.5 - Risultati del saggio ecotossicologico con *D. tertiolecta*.

4.4 - Analisi ecologiche

- Foraminiferi bentonici

L'associazione è composta da 146 specie, ripartite in 69 generi; 8 specie in nomenclatura aperta e 2 identificate come affini a specie note. La distribuzione quantitativa è riportata nella Tab. 4.5.

Il genere maggiormente rappresentato è *Quinqueloculina* (21 specie) seguito da *Elphidium* (13 specie), *Triloculina* (9 specie), *Adelosina* (9 specie). Le specie più abbondanti sono *Lobatula lobatula* (42528 individui), *Tretomphalus concinnus* (19622 individui), *Asterigerinata mamilla* (16332 individui). Specie comuni, in ordine decrescente: *Rosalina floridana* (12418 individui), *R. bradyi* (11498), *Elphidium crispum* (8721).

L'associazione a foraminiferi bentonici mostra una grande variabilità sia nell'abbondanza che nella diversità. Nella Tab. 4.6 vengono riportati i valori degli indici di dominanza, diversità di Shannon ed equitabilità. L'abbondanza si riferisce al numero di individui uniformati a 100g di sedimento secco; il campione più abbondante è il T2-4 con 118272 individui, fino ad un minimo di 179 per il campione T3-2. Il numero di specie va da un minimo di 38 specie per il campione T2-1 ad un massimo di 82 per il campione T2-3. Il campione T3-3 presenta il valore di dominanza maggiore (0,13) e il minimo valore di equitabilità (0,69); i valori minimi di dominanza sono espressi dai campioni T1-3 e T2-5 (0,04) e i massimi valori di equitabilità si riscontrano nel campione T2-2 (0,88). Il campione più diversificato in base all'indice di Shannon è il T2-5 (3,57), il T3-2 presenta il valore più basso (2,88).

Campioni	N° specie foraminiferi	Abbondanza foraminiferi (x 100g)	Dominanza	Diversità di Shannon	Equitabilità
T 1-1	43	426	0,07	3,02	0,80
T 1-2	55	1400	0,05	3,33	0,83
T 1-3	53	2460	0,04	3,43	0,86
T 1-4	62	9504	0,07	3,40	0,82
T 2-1	38	848	0,06	3,17	0,87
T 2-2	48	1412	0,05	3,39	0,88
T 2-3	82	8224	0,08	3,34	0,76
T 2-4	74	118272	0,08	3,33	0,77
T 2-5	65	35072	0,04	3,57	0,86
T 3-1	71	668	0,09	3,26	0,76
T 3-2	39	179	0,10	2,88	0,79
T 3-3	74	815	0,13	2,96	0,69
T 4-1	52	485	0,05	3,39	0,86
T 4-2	56	489	0,06	3,33	0,83
T 4-3	72	84608	0,06	3,42	0,80
T 5-1	47	362	0,06	3,28	0,85
T 5-2	50	309	0,07	3,29	0,84
T 5-3	50	356	0,07	3,23	0,82
T 5-4	45	1304	0,09	2,98	0,78

Tabella 4.6 - Valori di abbondanza e diversità semplice dell'associazione di foraminiferi bentonici, indice di dominanza, di Shannon e di equitabilità.

La Fig. 4.6 mostra il raggruppamento dei campioni basato sui dati di abbondanza dei foraminiferi bentonici utilizzando l'algoritmo di clustering di Bray-Curtis.

Si distinguono due gruppi: "F1" e "F2"; "F1" a sua volta si suddivide in "F1a" e "F1b". Il gruppo "F2" è caratterizzato dai campioni più abbondanti e diversificati, con una distinzione tra i 3 campioni a granulometria fine (T2-4, T2-5 e T4-3) e il T1-4 e T2-3 a sabbie medie, ma ugualmente ben diversificati. Il gruppo "F1b" è composto dai campioni dei transetti 4 e 5 ad eccezione del T2-4 (già compreso nel gruppo F2) e del T5-4; i campioni presentano associazioni con simile composizione specifica e un'abbondanza relativamente bassa. Il gruppo "F1a" è composto dai rimanenti campioni dei transetti 1 e 2 e i campioni T3-1, T3-2 e T5-4 simili in diversità, abbondanza, indice di dominanza ed equitabilità.

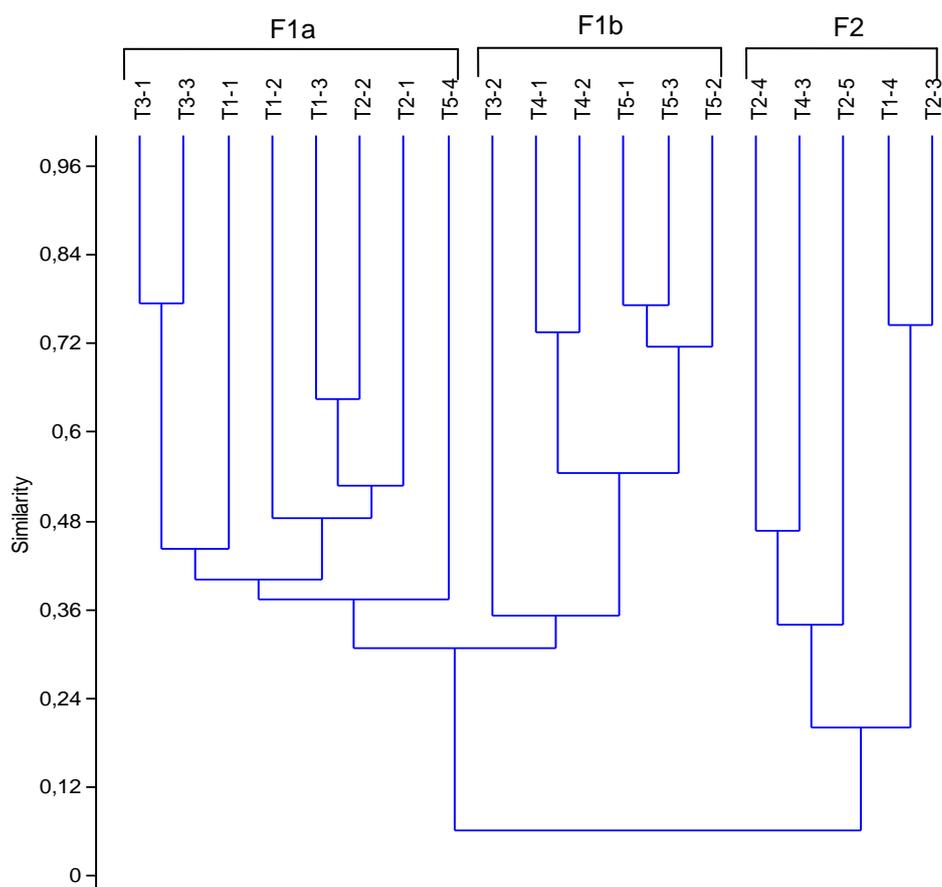


Figura 4.6 - Cluster per l'associazione a foraminiferi bentonici.

- Ostracodi

L'associazione a ostracodi include 118 specie, in 53 generi; 16 sono state classificate come affini a specie note e 10 lasciate in nomenclatura aperta per scarsità di materiale e/o attiva conservazione. La distribuzione quantitativa è riportata nella Tab. 4.7 per il numero di individui adulti e in Tab. 4.8 per il totale del numero di valve. Una sola specie è ritenuta alloctona in quanto tipica di acque continentali: *Cypris pubera*, presente nel campione T1-2.

L'ostracofauna è caratterizzata dai generi *Semicytherura* (18 specie) e *Paradoxostoma* (12 specie). Le specie dominanti sono: *Semicytherura rarecostata* (649 NI (numero minimo di individui), 1205 NV (numero di valve), *Leptocythere macella* (468 NI, 880 NV), *Semicytherura incongruens* (459 NI, 2300 NV) e *Xestoleberis communis* (298 NI, 1788 NV); come specie comuni *Loxoconcha affinis* (240 NI, 1906 NV), *Loxoconcha ovulata* (240 NV,

2683NI), *Urocythereis margaritifera* (139 NV, 1294 NI) e *Carinocythereis whitei* (130 NV, 1776 NI).

I massimi valori di abbondanza e diversità si riscontrano nel campione T2-5 e T-2-4: il primo con un'abbondanza di 2459 NI, 11064 NV e il secondo con una diversità semplice di 70 specie e un SI (Indice di Shannon) di 3,53 (NI). Il campione con il valore più elevato di diversità (SI) sia per il numero di individui che per il numero di valve è il T1-4 [3,53 (NI); 3,38 (NV)]. I campioni T3-2, T5-2 e T5-1 presentano i valori più bassi. T3-2 per l'abbondanza: 19 NI, 40 NV; T5-2 per il numero di specie, 6; T5-1 per il SI (NI): 1.19; SI (NV) 0.62.

I valori di dominanza più alti si riscontrano nei campioni T5-1 [0,51 (NI); 0,76 (NV)] e T5-2 [0,41 (NI); 0,71 (NV)]; più bassi nel T1-4 [0,04 (NI); 0,05 (NV)] e T4-3 [0,04 (NI); 0,06 (NV)]. Maggior equitabilità per il campione T1-4 [0,91 (NI); 0,87 (NV)]; minore per il T5-1 [0,54 (NI); 0,28 (NV)] (Tab. 4.9).

Campioni	N° specie ostracodi	Abbondanza ostracodi NI x 100g	Abbondanza ostracodi NV x 100g	Dominanza NI	Diversità di Shannon_NI	Equitabilità NI	Dominanza NV	Diversità di Shannon NV	Equitabilità NV
T 1-1	15	24,5	64	0,13	2,34	0,86	0,20	2,03	0,75
T 1-2	30	69,5	268	0,09	2,87	0,84	0,12	2,54	0,75
T 1-3	22	47	103	0,14	2,55	0,82	0,15	2,48	0,80
T 1-4	48	128	282	0,04	3,53	0,91	0,05	3,38	0,87
T 2-1	9	26	69	0,21	1,85	0,84	0,40	1,39	0,63
T 2-2	20	47	125	0,12	2,51	0,84	0,17	2,32	0,77
T 2-3	38	172	382	0,12	2,82	0,78	0,11	2,80	0,77
T 2-4	70	1909	6616	0,05	3,53	0,83	0,07	3,31	0,78
T 2-5	57	2459,5	11064	0,07	3,21	0,79	0,06	3,26	0,81
T 3-1	39	52,5	170	0,05	3,34	0,91	0,11	2,80	0,76
T 3-2	17	19	40,5	0,32	1,92	0,68	0,30	1,88	0,66
T 3-3	39	61	202,5	0,06	3,24	0,88	0,12	2,75	0,75
T 4-1	10	47	204	0,35	1,41	0,61	0,51	1,02	0,44
T 4-2	11	35	166	0,33	1,61	0,67	0,62	0,96	0,40
T 4-3	61	1627	8792	0,04	3,52	0,86	0,06	3,30	0,80
T 5-1	9	25,5	226	0,51	1,19	0,54	0,76	0,62	0,28
T 5-2	6	28,5	188	0,41	1,20	0,67	0,71	0,67	0,37
T 5-3	12	47	278	0,30	1,60	0,64	0,65	0,84	0,34
T 5-4	14	23,5	45	0,13	2,33	0,88	0,13	2,32	0,88

Tabella 4.9 - Valori di abbondanza e diversità semplice dell'associazione a ostracodi, indice di dominanza, di Shannon e di equitabilità.

I grafici in Fig. 4.7 e Fig. 4.8 mostrano rispettivamente la suddivisione in gruppi della Cluster analysis basata sulle ostracofaune valutando il numero minimo di individui e il totale delle valve.

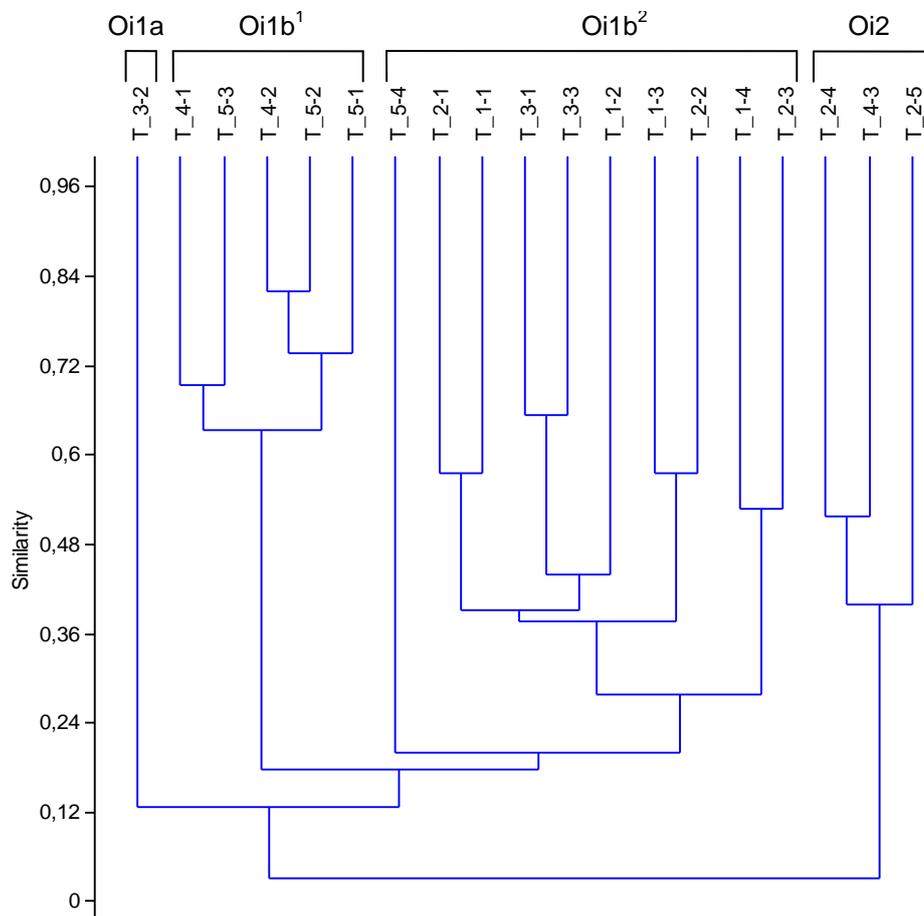


Figura 4.7 - Cluster per l'associazione a ostracodi per NI.

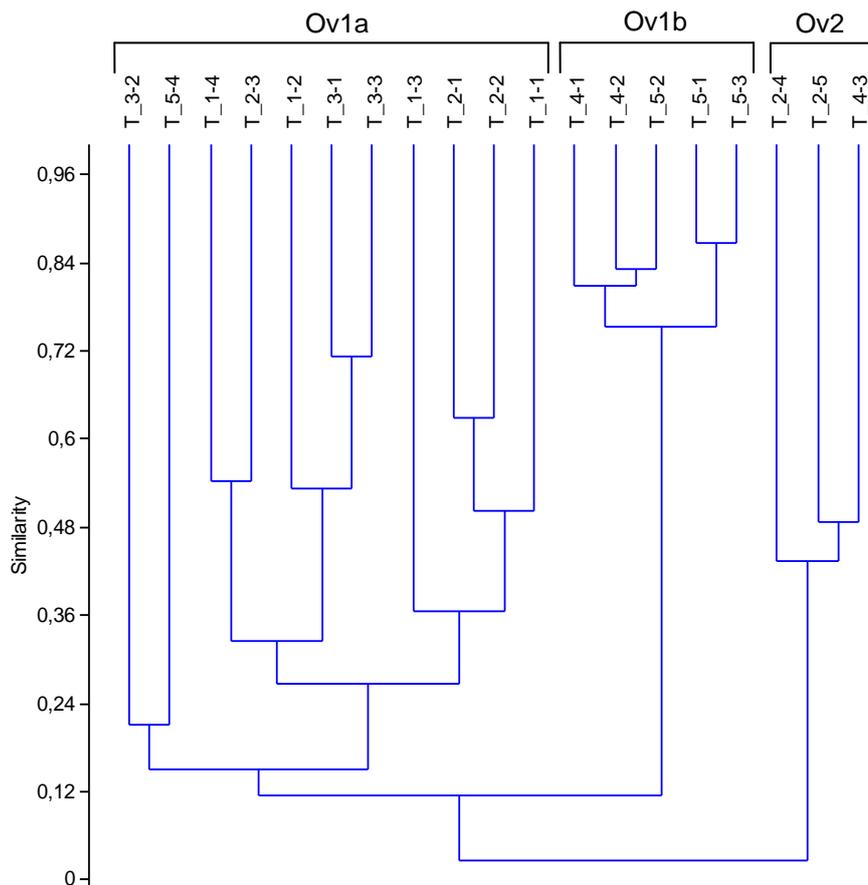


Figura 4.8 - Cluster per l'associazione a ostracodi per NV.

Sia per il metodo di conteggio degli ostracodi per numero di individui adulti (NI) che per il totale delle valve (NV) la cluster analysis distingue un gruppo caratterizzato dai campioni a granulometria più fine, più abbondanti e diversificati (T2-4, T2-5 e T4-3) rispettivamente denominati "Oi2" e "Ov2"; e un gruppo composto dai restanti campioni dei transetti 4 e 5 (ad eccezione del T5-4) caratterizzati da un elevato indice di dominanza, bassa abbondanza e diversità (rispettivamente "Oi1b¹" e "Ov1b").

Nell'analisi dei cluster per il numero totale delle valve, il Gruppo 1 si suddivide in due gruppi "Ov1a" e "Ov1b". "Ov1a" comprende i restanti campioni del transetto 1 e 3 i tre campioni a granulometria media del transetto 2 e il T5-4, caratterizzati da una bassa o moderata diversità e granulometria da media a grossolana. Nell'analisi dei cluster per NI il campione T3-2 è isolato dal resto del gruppo "Oib" come unico componente del gruppo "Oia" poiché particolarmente povero in ricchezza e diversità.

In Tab. 4.10 viene riportato il rapporto tra il numero di individui di foraminiferi e ostracodi, sia per il numero di individui (NI) che per il numero totale delle valve (NV). I valori più elevati si riscontrano soprattutto per i campioni più distanti dalla costa e con batimetrie maggiori, ad eccezione del campione T2-5. Il campione T1-4 presenta i valori più elevati (74,3% NI; 33,7% NV), T5-3 i più bassi (7,6% NI; 1,3% NV) seguito dai campioni più vicini alla costa dei transetti 4 e 5 (più interni alla baia) che presentano i valori più bassi di abbondanza per l'associazione a foraminiferi.

	Rapporto F/O NI	Rapporto F/O NV
T 1-1	17,39	6,7
T 1-2	20,14	5,2
T 1-3	52,34	23,9
T 1-4	74,25	33,7
T 2-1	32,62	12,3
T 2-2	30,04	11,3
T 2-3	47,81	21,5
T 2-4	61,95	17,9
T 2-5	14,26	3,2
T 3-1	12,72	3,9
T 3-2	9,42	4,4
T 3-3	13,36	4,0
T 4-1	10,32	2,4
T 4-2	13,97	2,9
T 4-3	52,00	9,6
T 5-1	14,20	1,6
T 5-2	10,84	1,6
T 5-3	7,57	1,3
T 5-4	55,49	29,0

Tabella 4.10 - Rapporto tra il numero di individui delle associazioni a foraminiferi e ostracodi per NI e NV.

4.5 - Analisi statistiche e discussione dei dati

Sono stati incrociati i dati ottenuti dalle analisi chimiche ed ecotossicologiche, le misure di batimetria, distanza della costa e granulometria, con le specie più rappresentate (specie >5% almeno in un campione) dei due gruppi sistematici considerati, il numero di specie, l'abbondanza e gli indici di diversità di Shannon, di dominanza e di equitabilità. L'analisi del coefficiente di Pearson permette l'osservazione di correlazioni significative tra due variabili.

Delle 28 specie di foraminiferi considerate, soltanto 9 specie non presentano correlazioni significative con nessun elemento in traccia e IPA. Le specie *Ammonia parkinsoniana*, *Cycloforina contorta*, *Neoconorbina terquemi*, *Quinqueloculina seminulum*, presentano correlazioni positive significative con 8 dei 17 elementi in traccia considerati e la specie *Buccella granulata* con 10 metalli e gli IPA (Tab. 4.11). Cu, Zn, Ba, Tl mostrano il maggior numero di correlazioni con le specie di foraminiferi e, come la maggior parte dei metalli, correla con batimetria e distanza dalla costa e anticorrela con la granulometria. In sedimenti a granulometria più fine, all'aumentare di profondità e distanza dalla costa, si nota, generalmente, un incremento nell'abbondanza e nella diversità delle associazioni a foraminiferi bentonici nell'infralittorale, noto per diverse aree del mediterraneo (Blanc-Vernet, 1969; Colom, 1964; Venec-Peyre, 1984; Sgarrella & Barra, 1985; Sgarrella et al., 1985; Parker, 1958; Jorissen, 1988; Sgarrella & Moncharmont Zei, 1993)

La maggior capacità dei sedimenti più fini a trattenere alcuni elementi o composti potrebbe spiegare le numerose correlazioni tra specie e metalli e le correlazioni positive di alcuni elementi con il numero di taxa, abbondanza e indice di Shannon come conseguenza di correlazioni in comune per altre variabili.

Si è scelto di effettuare, quindi, un'ulteriore analisi sui soli campioni a sabbie medie (T1-1, T1-2, T1-3, T1-4, T2-1, T2-2, T2-3, T4-1, T4-2, T5-1, T5-2, T5-3) che permette l'osservazione delle relazioni tra le variabili a prescindere dal fattore ipotizzato come uno dei più influenti.

Nella Tab. 4.12 si notano alcune correlazioni e anticorrelazioni significative non rilevate nell'analisi precedente. Alla aumentare della concentrazione di Cr, Cu e Mn si nota una diminuzione della diversità e una significativa anticorrelazione con alcune specie: *Globulina* sp. 1 per il Cr e *Siphonaperta aspera* per Cr e Cu. All'aumentare della concentrazione di Ni e Ba si nota una diminuzione dell'equitabilità delle associazioni. La segnalazione di tossicità data da *Artemia salina* è correlata alla minor presenza di *Peneroplis pertusus*; *Elphidium aculeatum* mostra invece anticorrelazione con la tossicità segnalata da *Vibrio fischeri*; *Miliolinella semicostata* mostra anticorrelazione con la tossicità evidenziata da entrambi gli organismi. Alcuni metalli come Ni, Zn, Pb e gli IPA mostrano forti correlazioni con il numero di individui e di taxa, ma le variabili batimetria e distanza dalla costa sono fortemente correlate a questi parametri considerati. Fa eccezione l'Al che mostra forti anticorrelazioni con 9 specie di foraminiferi. La specie *Nonion depressulum* anticorrela con Be e As; *Quinqueloculina viennensis* con il Ba.

Le stesse analisi sono state effettuate per l'ostracofauna, sia sul numero di individui adulti (NI), sia sul numero totale delle valve (NV) (Tab. 4.13 e Tab. 4.14).

Delle 29 specie considerate solo 5 (NI) e 4 (NV) non presentano nessuna correlazione con gli elementi in traccia. Cd e As non presentano correlazioni con nessuna specie, numerose correlazioni invece le presentano Cr, Cu, Co, Zn, Ba, Tl, Se, Al sia con le specie che con diversità e abbondanza. Anche in questo caso, come per i foraminiferi bentonici, bisogna considerare il legame di queste variabili, sia la concentrazione degli elementi in traccia che le caratteristiche dell'associazione, con i parametri profondità, distanza dalla costa e granulometria (Breman, 1975; Puri et al., 1964; Bonaduce et al., 1976; Bonaduce et al., 1977). Le specie con maggiori correlazioni positive sono: *Cytheretta subradiosa*, *Loxoconcha ovulata*, *Pontocythere turbida*, *Semicytherura incongruens* e *Semicytherura rarecostata*. Soltanto la specie *Urocythereis margaritifera* mostra correlazioni negative con V, Mn e Fe.

La segnalazione di tossicità per il test ecotossicologico con *A. salina* correla positivamente con la concentrazione di Cd.

Analizzando solo i campioni con granulometria a sabbie medie (Tab. 4.15; Tab.4.16) si nota che alcuni metalli non hanno correlazioni numerose con le specie come nel caso precedente, ad esempio, Cr e Cu. Alcune specie, come *Aurila convexa*, *Loxoconcha affinis*, *Paracytheridea depressa*, *Procytherideis retifera*, mostrano correlazioni con diversi metalli, non riscontrate nelle analisi per tutti i campioni. L'Al anticorrela con 8(NI)-7(NV) specie. *Urocythereis margaritifera* anticorrela, oltre che per V, Mn e Fe, anche per Be, Co, Pb e Se. *Semicytherura simplex* anticorrela con Be, Fe, Pb, As e Se. Per l'As anticorrelano anche *Polycopsis quadridentata* e *Microcythere depressa*.

Le analisi di statistica multivariata (PCA e Cluster Analysis) mostrano quali delle variabili considerate hanno un peso maggiore nella caratterizzazione e raggruppamento dei campioni in base ad esse. Nella Tab. 4.17 gli eigenvalue e la percentuale di varianza delle componenti principali mostrano come il 60% della varianza totale è spiegata dai primi tre assi, segue la rappresentazione grafica negli "scatter plot" (Fig. 4.9 e Fig. 4.10) della distribuzione dei campioni lungo gli assi che rappresentano rispettivamente le componenti 1-2 e 1-3; la rappresentazione grafica delle componenti principali consente la visualizzazione delle interrelazioni tra le diverse variabili, le similitudini e le differenze tra i campioni. Nelle Fig. 4.11, Tab. 4.12 e Tab. 4.13 vengono riportati i valori dei "loadings" dei primi tre assi: ogni variabile ha un suo valore di loadings per ogni componente e questo valore riflette quanto una

variabile contribuisce nella definizione di una componente e quanto questa prende in considerazione le differenze tra i campioni per quella variabile.

PC	Eigenvalue	% di varianza
1	10,09650	34,816
2	4,08986	14,103
3	3,11365	10,737
4	2,33504	8,0519
5	2,11730	7,3010
6	1,74753	6,0260
7	1,63540	5,6393
8	1,06411	3,6694
9	0,73474	2,5336
10	0,62848	2,1672
11	0,46269	1,5955
12	0,3710 0	1,2792
13	0,18387	0,6340
14	0,17271	0,5955
15	0,13924	0,4801
16	0,05101	0,1759
17	0,03848	0,1327
18	0,01840	0,0634

Tabella 4.17 - Eigenvalue e percentuale di varianza della PCA per l'associazione a foraminiferi.

L'analisi delle componenti principali mostra una separazione dei campioni lungo l'asse 1 basata in maggior misura sulla granulometria, la batimetria e la concentrazione di diversi metalli: Co e Ba principalmente, seguiti da Cu, Zn, Fe e Tl.

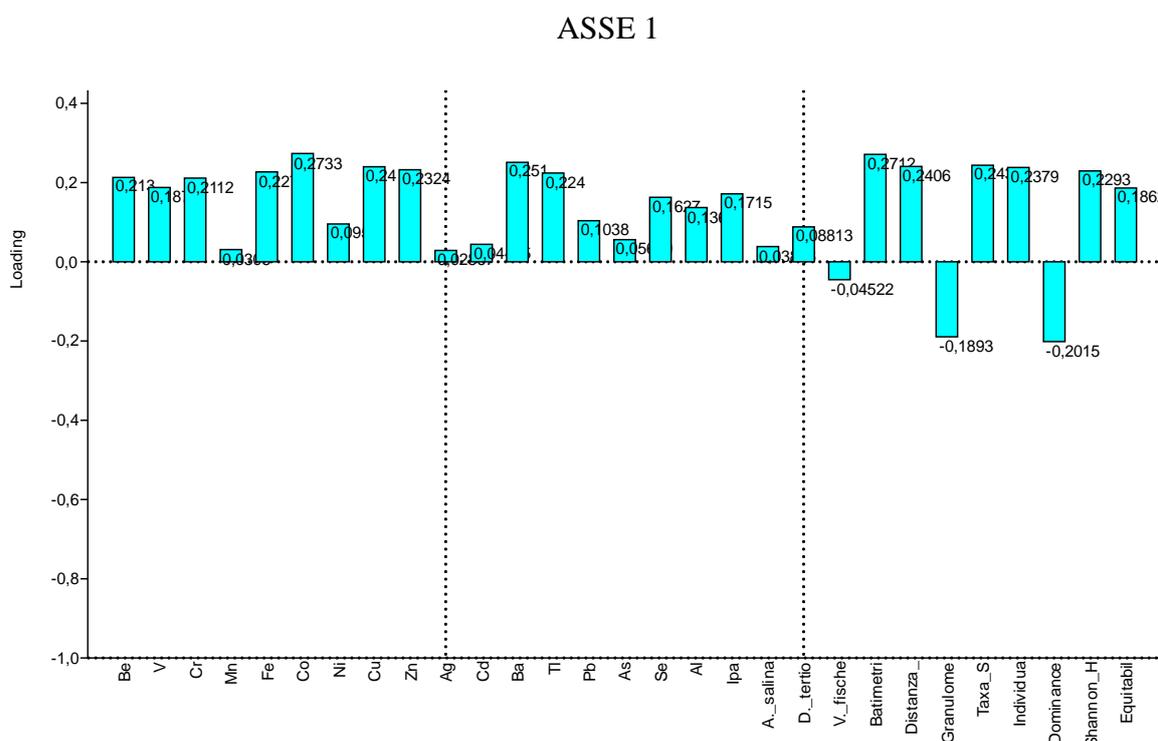


Figura 4.11 - Valori di loadings per l'asse 1 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

ASSE 2

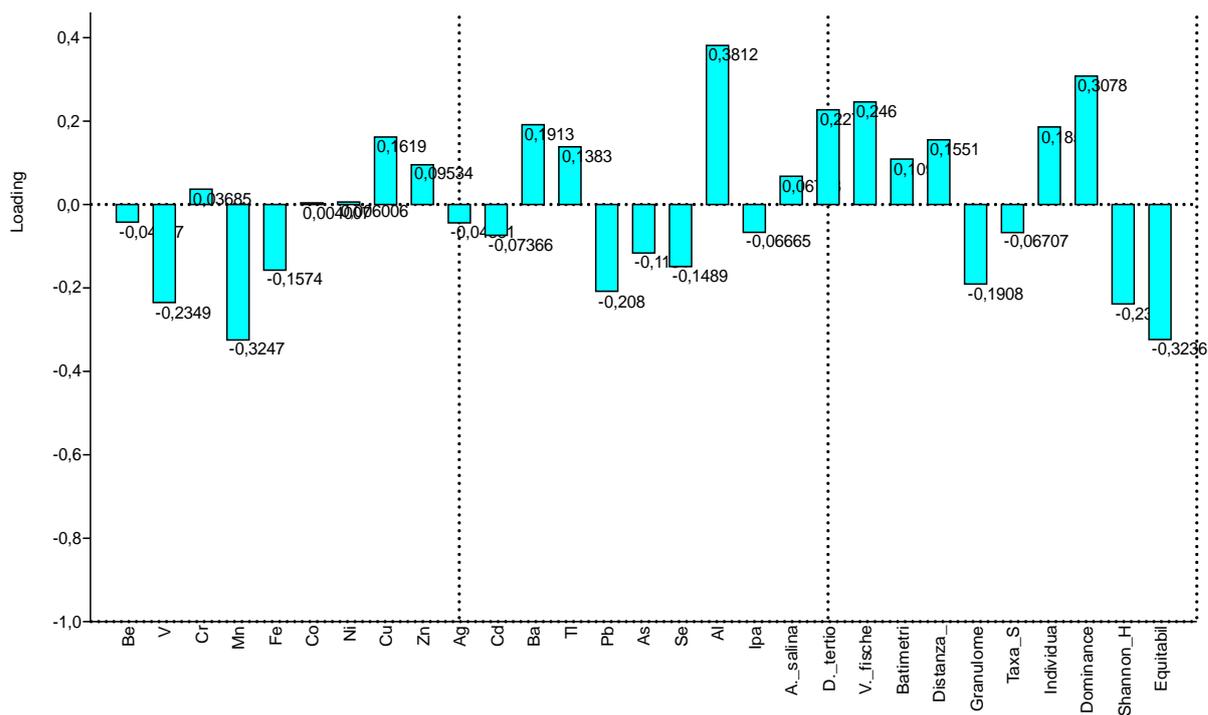


Figura 4.12 - Valori di loadings per l'asse 2 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

ASSE 3

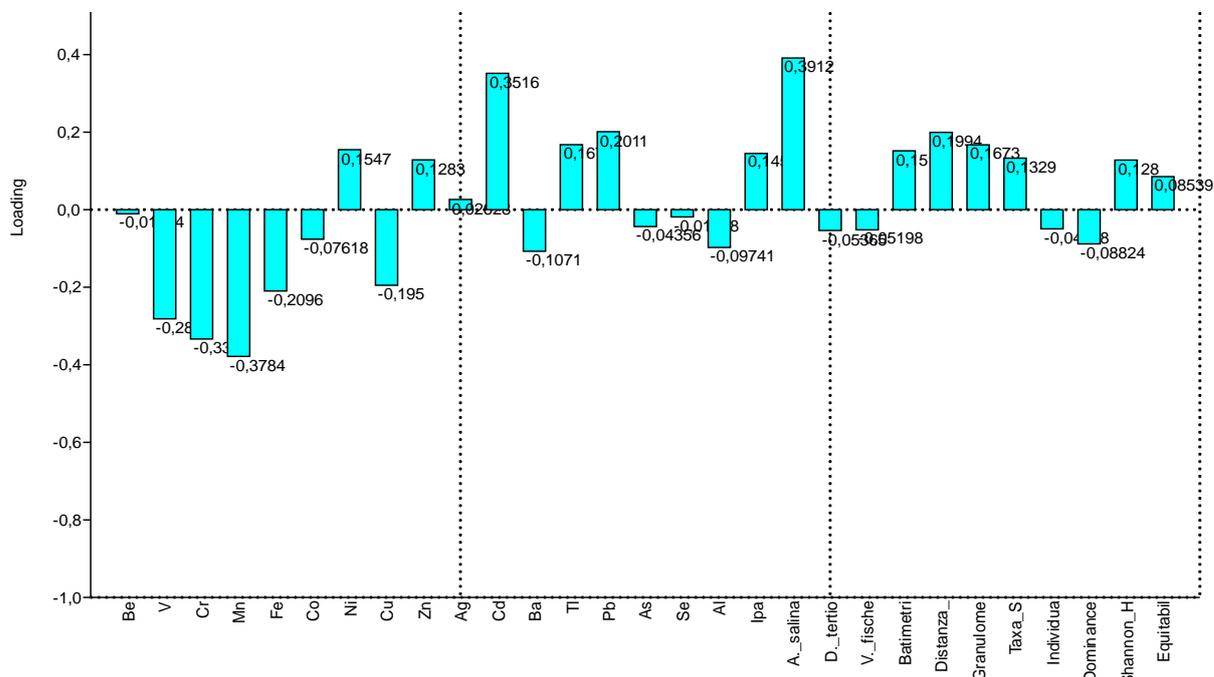


Figura 4.13 - Valori di loadings per l'asse 3 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

Mentre lungo l'asse 2 le variabili che spiegano maggiormente le differenze tra i campioni sono l'equitabilità e l'indice di dominanza, con valori prevedibilmente contrapposti, e l'indicazione di tossicità per il test con *A. salina*; seguite da numero di specie, distanza dalla costa e concentrazione di Cd (con valori opposti all'equitabilità e alla diversità di Shannon).

I campioni T2-5, T2-4, T4-3, T1-4 e T2-3 si distribuiscono nei quadranti positivi per l'asse 1 e corrispondono ai campioni che secondo la cluster analysis effettuata sui soli dati dell'associazione sono stati raggruppati nel gruppo "F2" (Fig. 4.6). Nella cluster analysis effettuata per tutti i dati utilizzati per le analisi di statistica multivariata (precedentemente descritti) i campioni T2-4, T2-5 e T4-3 vengono distinti da T1-4 e T2-3, identificati rispettivamente come gruppo "Ftd1" e "Ftd2b" (Fig. 4.14). Il gruppo "Ftd1" è composto dai soli 3 campioni a granulometria fine, ma affine al gruppo "Ftd2b" per il numero di specie e l'abbondanza nonché distanza dalla costa e batimetria. Lungo l'asse 2 ritroviamo nei quadranti positivi i campioni contraddistinti da un indice di dominanza elevato e i campioni con un'elevata concentrazione di Cd e di tossicità per *A. salina*, come T2-4 e T3-2. I campioni dei gruppi "Ftd2a¹" e "Ftd2a²" della cluster analysis sono raggruppati in modo simile nel grafico della PCA 1-2, ad eccezione dei campioni del transetto 3 e del campione T5-4, che si differenziano dagli altri principalmente per la granulometria (sabbie grossolane), ma anche per alti valori di dominanza. Per lo scatter plot per le componenti 1 e 3, la posizione dei campioni dei gruppi "Ftd1" e "Ftd2b" non differisce di molto dallo scatter plot dei primi due assi, mentre gli altri campioni sono raggruppati in modo differente lungo l'asse 3. Le variabili maggiormente significative sono la concentrazione di Mn, V e Al e gli indici di dominanza, diversità ed equitabilità. Inoltre nel quadrante negativo per entrambi gli assi sono raggruppati i campioni maggiormente tossici in base al test con *Vibrio fischeri*. Ad eccezione dei campioni con batimetria e distanza dalla costa maggiore, si nota una distinzione tra i campioni dei transetti 1 e 2 (gruppo "Ftd2a¹") e i campioni dei transetti 4 e 5 (gruppo "Ftd2a²") che presentano alcune differenze nelle concentrazioni degli elementi in traccia e nella composizione specifica delle associazioni. Il transetto 3 mostra delle caratteristiche intermedie e i campioni si dividono fra i due gruppi citati in base alle concentrazioni di IPA e elementi in traccia e alle caratteristiche delle associazioni.

Per l'associazione a ostracodi è stata effettuata l'analisi delle componenti principali sia per il numero di individui adulti (NI) (Scatter plot in Fig. 4.15; Fig. 4.16) che il numero totale delle valve (NV) (Scatter plot in Fig. 4.17; Fig. 4.18): i risultati ottenuti dalle due differenti matrici sono abbastanza simili. Nelle Tab. 4.18 Tab. 4.19 vengono riportati i risultati degli eigenvalue e la percentuale di varianza dagli assi; in entrambi i casi i primi 3 assi spiegano circa il 65% della varianza totale.

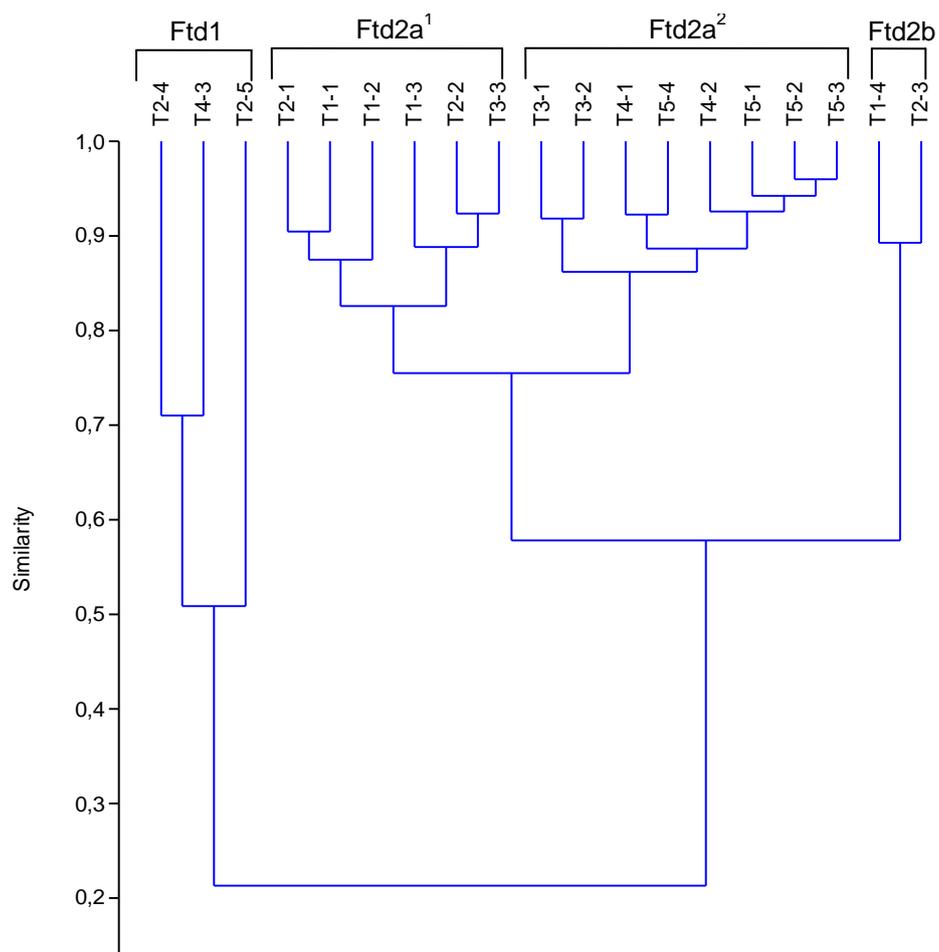


Figura 4.14 - Cluster dei campioni secondo le informazioni dell'associazione a foraminiferi, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici.

PC	Eigenvalue	% di varianza
1	11,3397	39,103
2	4,03946	13,929
3	3,23986	11,172
4	2,17452	7,4984
5	1,86543	6,4325
6	1,47934	5,1012
7	1,14384	3,9443
8	0,927962	3,1999
9	0,714929	2,4653
10	0,659033	2,2725
11	0,412453	1,4223
12	0,344085	1,1865
13	0,244641	0,84359
14	0,164656	0,56778
15	0,141817	0,48902
16	0,050992	0,17584
17	0,033333	0,11494
18	0,02392	0,082484

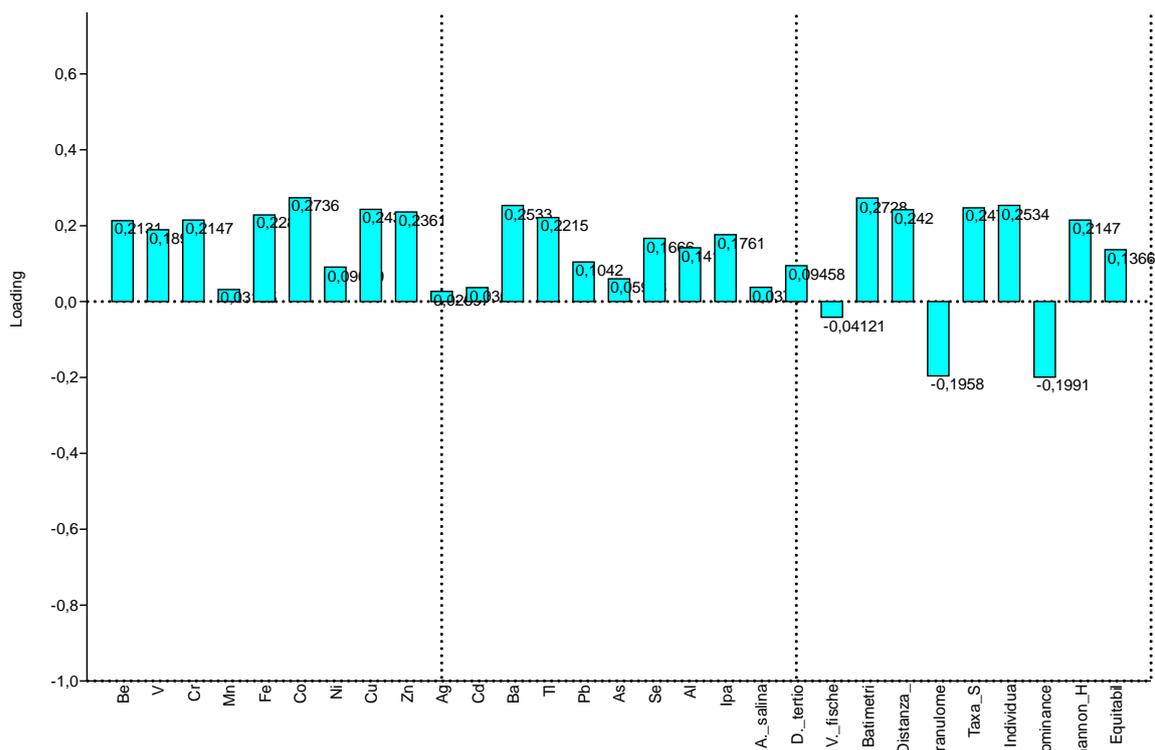
Tabella 4.18 - Eigenvalue e percentuale di varianza della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

PC	Eigenvalue	% di variance
1	11,5245	39,74
2	3,91313	13,494
3	3,32717	11,473
4	2,18012	7,5176
5	1,88117	6,4868
6	1,42458	4,9123
7	1,09633	3,7804
8	0,920384	3,1737
9	0,758004	2,6138
10	0,632302	2,1804
11	0,388011	1,338
12	0,325271	1,1216
13	0,233331	0,80459
14	0,162091	0,55893
15	0,138085	0,47615
16	0,045463	0,15677
17	0,032506	0,11209
18	0,017599	0,060687

Tabella 4.19 - Eigenvalue e percentuale di varianza della PCA per l'associazione a ostracodi per NV.

Le variabili che spiegano maggiormente l'asse 1 (Fig. 4.19) sono: la concentrazione di Co, Ba, la batimetria e il numero degli individui, seguiti da concentrazione di Cu e Zn, numero di specie, distanza dalla costa, granulometria e dominanza. Il campione T2-5 presenta le concentrazioni maggiori degli elementi appena citati ed è anche il campione più distante dalla costa e con batimetria maggiore, ed insieme ai campioni T2-4 e T4-3, con granulometria più fine. Per questo motivo è distante dagli altri campioni e anche l'analisi dei cluster per NI (Fig. 4.20) lo colloca isolato dagli altri campioni ("O_i td²"); mentre nel cluster per NV (Fig. 4.21) è raggruppato ai campioni della stessa granulometria. I campioni del gruppo "Ovtd²", insieme a T1-4 e T2-3 rappresentano quelli con associazioni a ostracodi più diversificate e abbondanti e si ritrovano per questo nel quadrante positivo dell'asse 1. L'asse 2 (Fig. 4.22) è spiegato soprattutto dalle variabili equitabilità, concentrazione di Mn e Al, seguite da indice di Shannon e di dominanza. Ciò distingue la nuvola di campioni rispetto all'asse 2, e i raggruppamenti rispecchiano abbastanza bene la suddivisione realizzata dall'analisi dei cluster. L'asse 3 (Fig. 4.23) è spiegato in maggior misura dalle concentrazioni di Cd, Cr e Mn e dal grado di tossicità segnalato dal test con *A. salina*, ponendo i campioni caratterizzati da alti valori di questi parametri nel quadrante positivo dell'asse 3. La cluster analysis realizzata per il numero totale delle valve distingue tre gruppi: un gruppo 1 suddiviso in due sottogruppi "Ovtd1a" e "Ovtd1b" un gruppo 2 "Ovtd2". Nel gruppo "Ovtd1a" ritroviamo tutti i campioni dei transetti 3, 4, 5 ad eccezione del T4-3 a granulometria fine e incluso nel gruppo "Ovtd2" e il T3-3 incluso in "Ovtd1b", che inoltre comprende tutti i campioni dei transetti 1 e 2 ad esclusione dei due (T2-4 e T2-5) a granulometria fine, più profondi e distanti dalla costa. I due gruppi "Ovtd1a" e "Ovtd1b" si differenziano per una diversa composizione specifica ed equitabilità/dominanza.

Loadings Ostracodi NI



Loadings Ostracodi NV

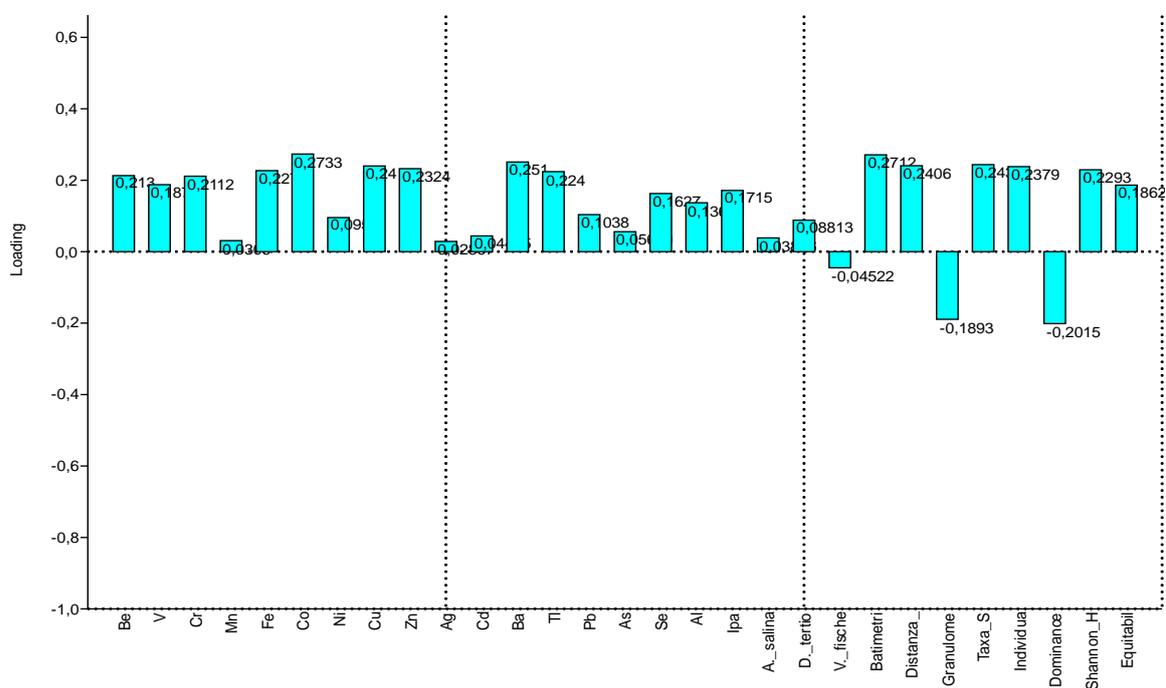


Figura 4.19 - Valori di loadings per l'asse 1 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI e NV.

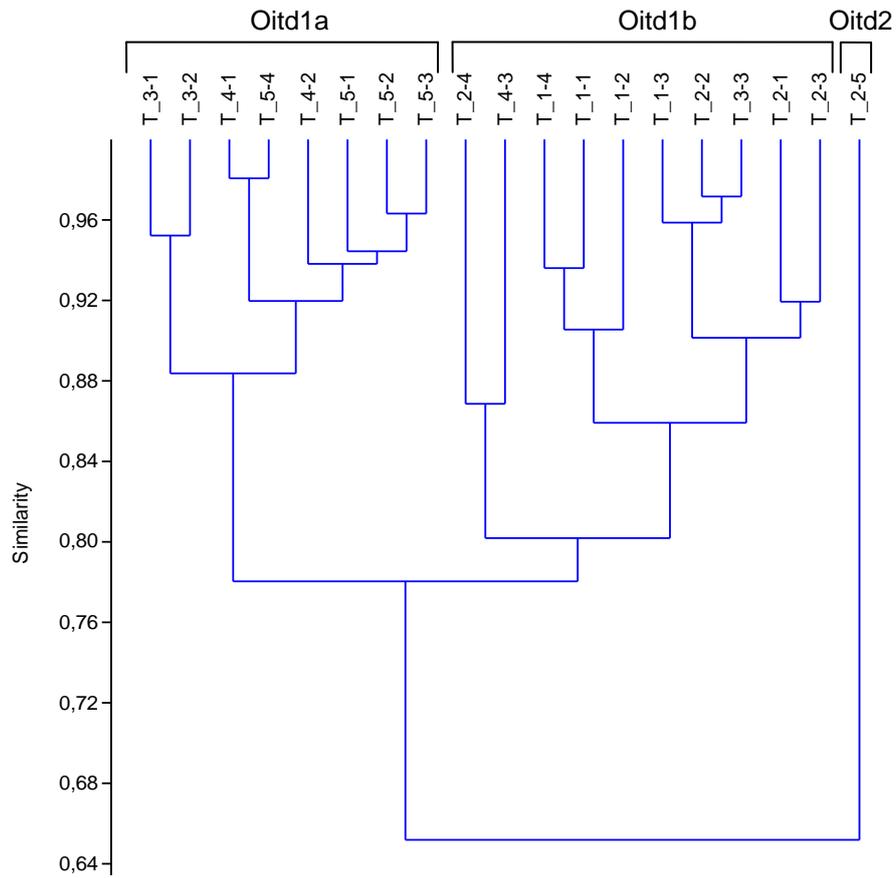


Figura 4.20 - Cluster dei campioni secondo le informazioni dell'associazione a ostracodi per NI, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici.

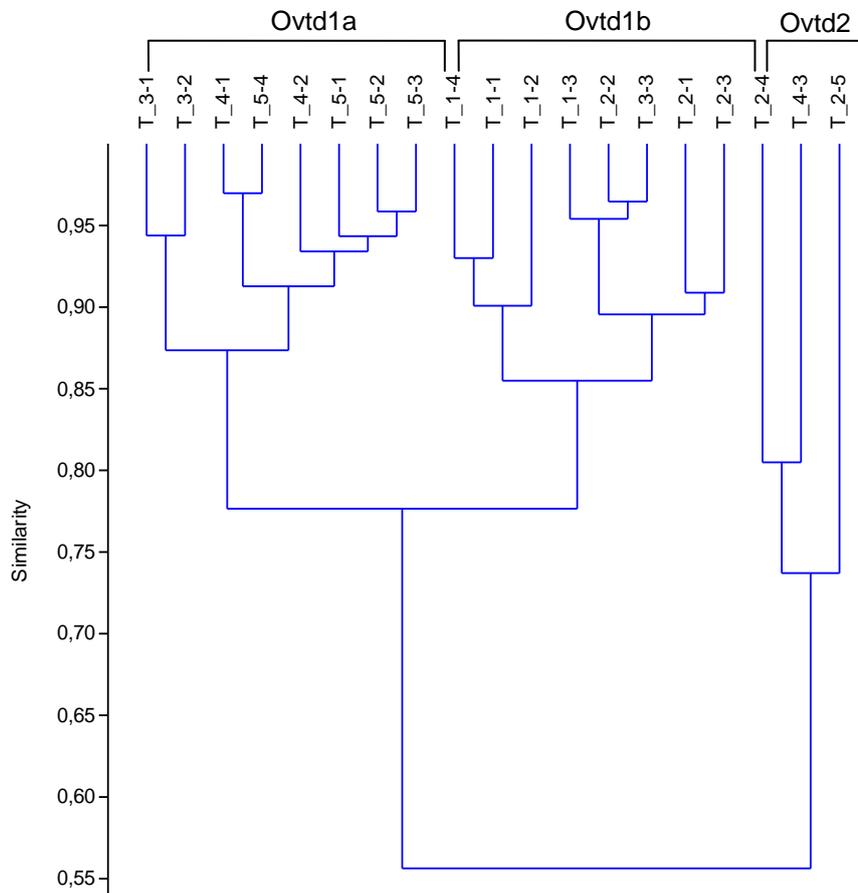
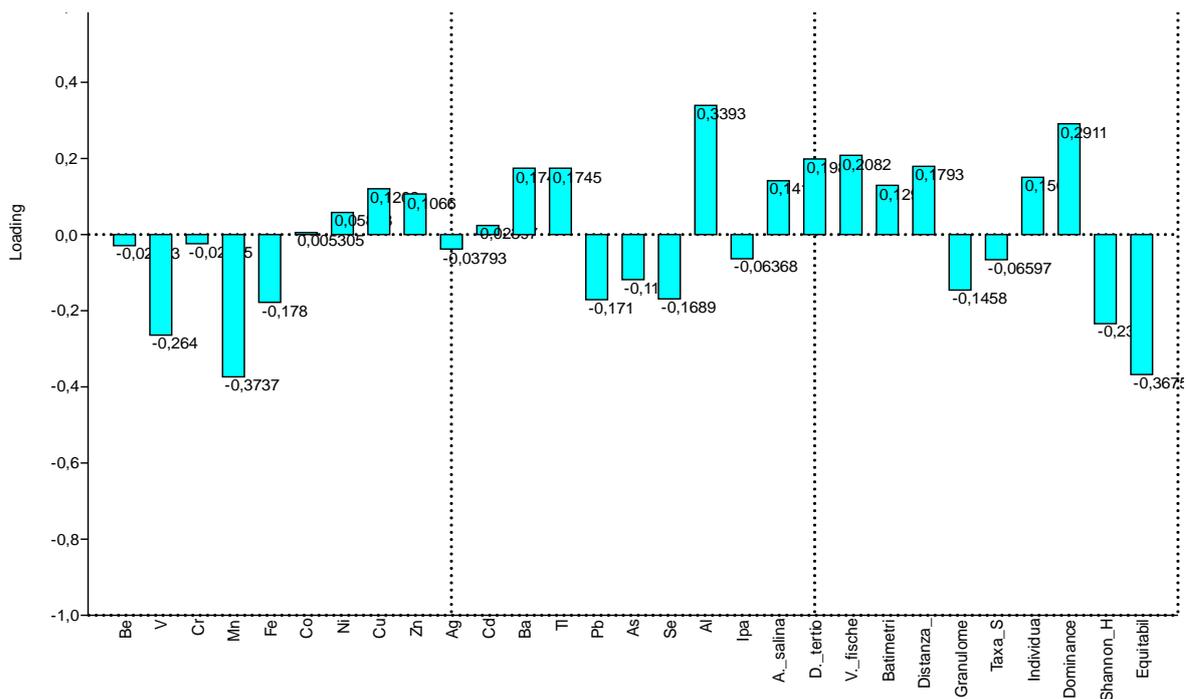


Figura 4.21 - Cluster dei campioni secondo le informazioni dell'associazione a ostracodi per NV, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici.

Loadings Ostracodi NI



Loadings Ostracodi NV

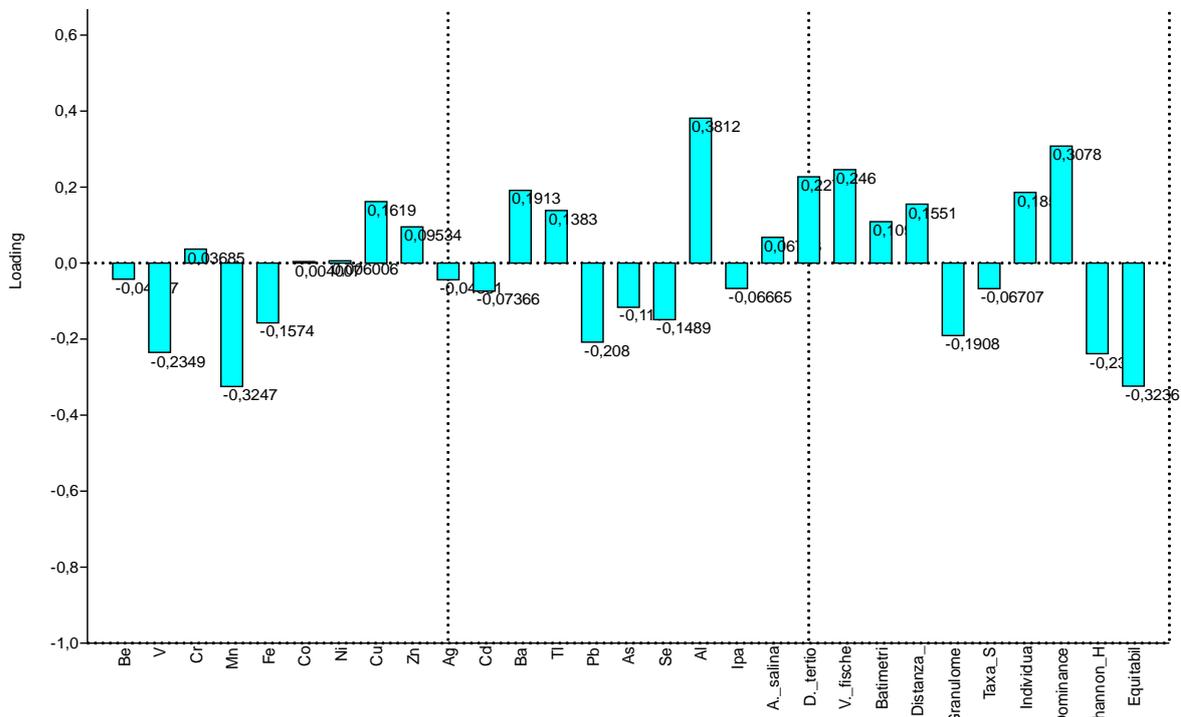
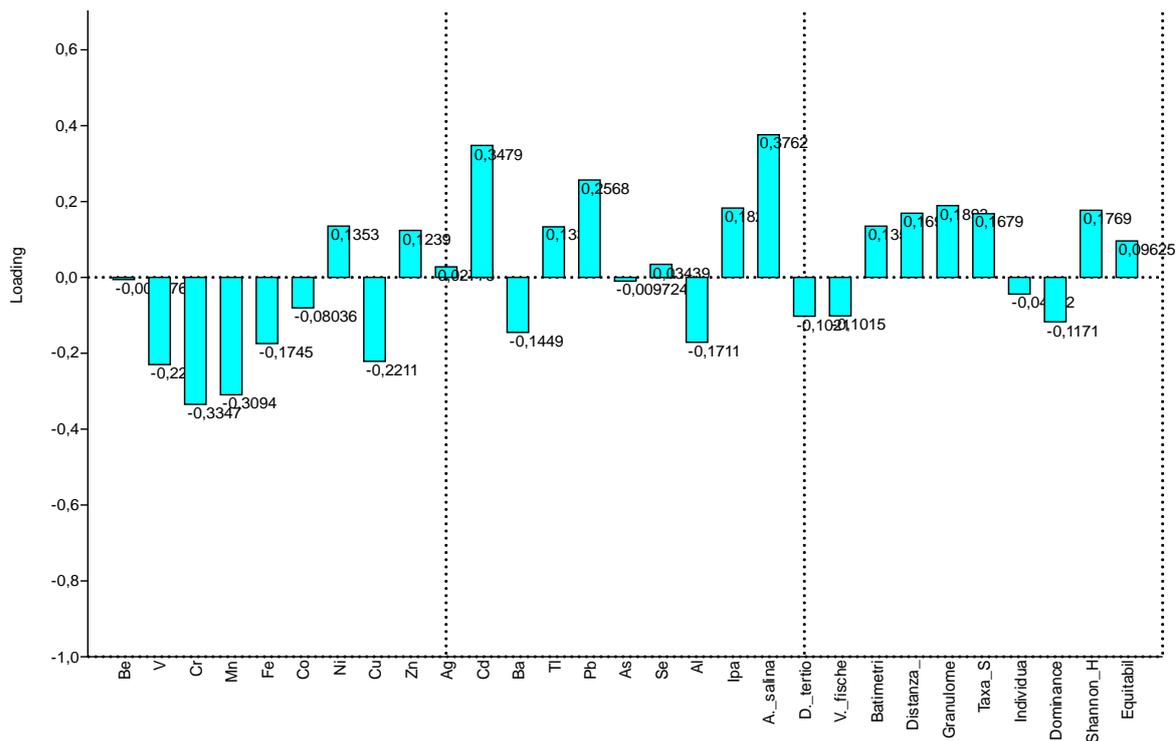


Figura 4.22 - Valori di loadings per l'asse 2 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI e NV.

Loadings Ostracodi NI



Loadings Ostracodi NV

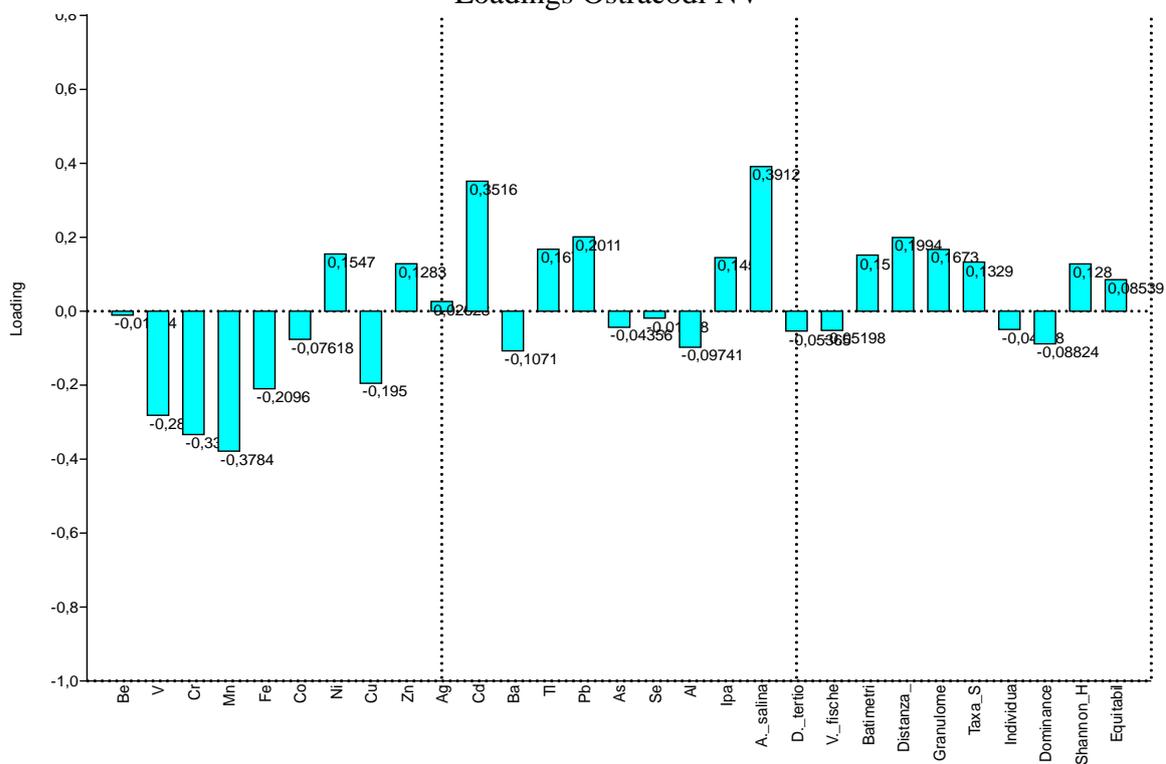


Figura 4.23 - Valori di loadings per l'asse 3 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI e NV.

4.6 - Conclusioni

Le analisi effettuate nella baia di Pozzuoli permettono l'osservazione degli effetti di anni di industrializzazione dell'area e un più recente sviluppo di attività produttive e di servizio, portualità commerciale e turistica. Inoltre, buona parte dell'area non è balneabile; ciò indica anche un inquinamento microbiologico (in particolare *Escherichia coli* ed enterococchi intestinali) dovuto a scarichi fognari autorizzati e non presenti lungo la costa.

È presente un'alta concentrazione per diversi metalli ed elementi in traccia. Alcuni metalli superano i limiti fissati per i sedimenti marini dal D.M. 367/2003, come Ni, Cd, Pb e As e altri sono più alti dei valori di fondo naturali (Damiani et al., 1987) come Mn, Fe, Zn e in misura minore Cu. Più della metà dei campioni presenta una grande quantità di IPA.

Le associazioni a foraminiferi bentonici e ostracodi, così come le concentrazioni di queste sostanze, sono condizionate dalla granulometria dei sedimenti. Le sabbie a granulometria grossolana contengono solitamente una quantità di specie e di abbondanza minore rispetto alle sabbie medie; in questo caso invece il Transetto 3 (a cui appartengono campioni di sabbie grossolane) presenta caratteristiche migliori delle aspettative, probabilmente per la minore capacità di trattenere una quantità elevata di metalli e idrocarburi. A conferma, il campione T3-2, a parità di condizioni degli altri campioni del transetto, ma con una percentuale più alta di Cd, presenta una diversità ridotta. Il test di ecotossicità con *A. salina* risulta sensibile ad alte concentrazioni di questo metallo. I campioni a sabbie fini contengono una fauna ben diversificata ma il campione T2-5 nonostante sia più lontano dalla costa e ad una batimetria maggiore presenta una diversità e una abbondanza più bassa rispetto ai campioni simili e con uguale granulometria, probabilmente per un contenuto in metalli superiore.

I transetti 1 e 2 presentano una quantità di metalli maggiore ai transetti 4 e 5 più interni alla baia, in cui potrebbe esserci una differente fonte di sostanze inquinanti, per le quali risulta sensibile l'organismo indicatore *V. fischeri*. I campioni più vicini alla costa di questi due transetti presentano una bassa diversità e un alto indice di dominanza per le associazioni a ostracodi.

Le specie di ostracodi *Urocythereis margaritifera* e *Semicytherura simplex* e le specie di foraminiferi *Siphonaperta aspera* e *Nonion depressulum* presentano la comune tendenza ad aumentare nell'abbondanza nei campioni con minor concentrazione di metalli pesanti.

Tra le specie di foraminiferi con maggiori correlazioni a metalli e IPA ritroviamo *Ammonia parkinsoniana*, *Buccella granulata*, *Cycloforina contorta*, *Neoconorbina terquemi*, *Quinqueloculina seminulum*.

B. granulata, *Q. seminulum* hanno un'abbondanza elevata anche nei sedimenti dell'area di Bagnoli (Bergamin et al., 2003; Romano et al., 2009), *A. parkinsoniana* presenta tolleranza in aree stressate (Karlsen et al., 2000; Cadre & Debenay, 2006; Carnahan et al., 2009; Cosentino et al., 2013).

Elphidium crispum ben rappresentato in quest'associazione è presente in percentuali significative in aree inquinate come la Baia di Izmir (Turchia) (Bergin et al., 2006) e Portovesme (Sardegna) (Cherchi et al., 2009).

Tra le specie di ostracodi che mostrano maggiori correlazioni con diversi metalli e IPA ritroviamo *Aurila convexa*, *Pontocythere turbida*, *Procytherideis retifera*, *Loxoconcha affinis*, *L. ovulata*, *Semicytherura incongruens* e *Semicytherura rarecostata*.

P. turbida è molto comune in fondi sabbiosi e di mare basso e già riscontrata come specie dominante in aree stressate (Ruiz et al., 2000a, Ruiz et al., 2006b), *A. convexa* è stata rinvenuta in nei sedimenti degli estuari di due fiumi inquinati della Spagna: Gernika (Pascual et al., 2002) e Huelva (Ruiz et al., 1997). Diverse specie del genere *Loxoconcha* vengono considerate tolleranti per un basso tenore di ossigeno (Alvarez Zarikian et al., 2000; Pascual et al., 2002; Ruiz et al., 2000a, 2006a).

Campione	Be	V	Cr	Mn	Fe	Co	Ni	Cu	Zn	Ag	Cd	Ba	Tl	Pb	As	Hg	Se	Al
T 1-1	2,22	68,58	18,78	2967	21790	2,83	1,57	10,43	69,23	< 0,1	< 0,1	60,58	< 0,1	50,39	27,69	< 0,1	6,07	10141
T 1-2	1,23	61,79	6,81	1881	24316	3,39	< 0,1	10,53	< 0,1	50,44	1,77	56,67	0,11	42,60	25,78	< 0,1	7,397	7928
T 1-3	2,67	39,93	< 0,1	737	16778	2,87	< 0,1	5,71	50,94	33,55	1,42	47,11	0,32	70,75	20,99	< 0,1	4,412	8714
T 1-4	2,77	51,38	0,46	639	22356	3,60	< 0,1	5,61	267,32	< 0,1	4,35	59,66	0,34	99,71	28,31	< 0,1	6,773	10539
T 2-1	1,69	58,34	7,35	1553	19667	3,09	< 0,1	10,16	< 0,1	< 0,1	3,40	48,08	0,06	43,21	36,13	< 0,1	6,511	8868
T 2-2	3,30	45,56	1,94	1121	15504	2,85	< 0,1	8,11	91,40	< 0,1	3,71	43,97	0,20	54,42	41,75	< 0,1	7,03	9232
T 2-3	2,42	47,39	1,46	465	18949	3,66	30,23	7,98	243,15	67,38	3,47	75,81	0,26	90,12	29,62	< 0,1	5,345	7390
T 2-4	2,89	51,21	10,02	640	19577	4,11	2,96	15,84	286,37	< 0,1	4,66	93,98	0,27	117,40	41,44	< 0,1	9,779	10754
T 2-5	3,32	62,44	24,38	736	27318	6,31	6,36	32,62	286,39	39,99	2,30	178,48	0,58	< 0,1	21,1	< 0,1	11,83	16794
T 3-1	0,60	27,76	< 0,1	831	9597	1,53	1,28	4,12	61,12	83,53	2,31	27,30	0,03	28,61	20,76	< 0,1	11,26	8593
T 3-2	0,38	30,92	< 0,1	741	10882	1,62	< 0,1	4,34	< 0,1	< 0,1	5,67	37,44	0,18	33,08	15,04	< 0,1	7,634	8702
T 3-3	1,19	39,63	< 0,1	1004	15693	2,18	< 0,1	4,94	64,85	< 0,1	0,86	60,71	0,26	43,22	16,26	< 0,1	9,929	8443
T 4-1	1,33	33,03	< 0,1	284	13191	2,71	5,18	8,08	75,77	15,09	4,53	66,37	0,15	28,42	11,01	< 0,1	3,427	10914
T 4-2	0,51	22,61	< 0,1	181	9247	1,56	< 0,1	4,82	68,91	< 0,1	1,92	42,83	0,08	22,73	12,31	< 0,1	6,154	11157
T 4-3	1,47	35,22	12,10	420	14027	2,86	4,71	20,73	159,22	18,72	1,72	75,46	0,24	77,56	16,06	< 0,1	7,511	11207
T 5-1	1,44	25,69	< 0,1	189	10538	1,81	< 0,1	7,59	92,69	18,46	1,09	64,45	0,15	34,75	30,98	< 0,1	3,735	10367
T 5-2	1,26	27,18	< 0,1	196	11482	1,54	< 0,1	6,09	135,22	19,98	< 0,1	43,22	0,15	37,30	37,52	< 0,1	1,986	12199
T 5-3	1,47	26,77	< 0,1	231	11071	1,74	< 0,1	6,26	< 0,1	16,38	2,29	42,33	0,18	32,29	20,01	< 0,1	3,423	11308
T 5-4	2,31	31,51	< 0,1	265	13271	3,01	6,76	4,41	< 0,1	19,68	5,58	41,92	0,26	41,59	27,178	< 0,1	1,329	10795
Damiani et al. 1987			30	700	25000		20	20	80					60		0,25		
D.M. 367/2003			50				30		30		0,3				12	0,3		

Tabella 4.2 - Concentrazione di metalli ed elementi in traccia per i 19 campioni di Pozzuoli misurati in mg/kg. Confronto con le concentrazioni dei valori di fondo dell'area secondo Damiani et al., 1987 e con i valori soglia per i sedimenti marini secondo il D.M. 367/2003.

Campione	Naftalene	Acenafilene	Acenafene	Fluorene	Fenantrene	Antracene	Fluorantrene	Pirene	Benzo(a)antracene	Crisene	Benzo(b)fluorantene	Benzo(k)fluorantene	Benzo(a)pirene	Dibenzo(a,h)antracene	Benzo(g,h,i)perilene	Indeno(1,2,3-c,d)pirene	Totale IPA
T 1-1	-	-	-	-	-	-	1,74	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1,74
T 1-2	-	-	1,77	-	-	0,24	-	1,52	0,1	0,67	0,64	-	0,98	0,6	0,26	-	6,78
T 1-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
T 1-4	-	-	10,16	51,31	10,96	2,38	-	11,05	1,77	5,11	5,02	2,09	8,26	2,04	1,01	4,05	115,21
T 2-1	0,22	-	2,37	-	0,71	0,16	-	1,56	0,41	0,78	1,24	-	2,25	3,44	-	0,36	13,5
T 2-2	-	-	0,36	-	-	-	0,64	-	-	-	-	-	-	0,54	-	-	1,54
T 2-3	-	-	0,69	-	0,11	0,05	3,26	0,26	-	-	-	-	0,28	0,45	0,32	-	5,42
T 2-4	1,32	-	4,96	-	2,54	0,44	20,15	3,42	2,38	2,56	2,77	1,6	3,1	0,24	1,83	2,19	49,5
T 2-5	1,06	-	3,93	-	3,03	0,7	18,22	3,16	1,82	2,18	2,45	1,39	2,75	0,2	1,35	1,85	44,09
T 3-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
T 3-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
T 3-3	-	-	1,38	0,32	-	3,26	34,46	4,2	-	0,27	0,07	0,2	0,08	-	-	-	44,24
T 4-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
T 4-2	-	-	0,64	-	-	0,07	2,01	0,24	-	-	-	0,2	0,18	-	0,37	-	3,71
T 4-3	0,82	-	1,56	-	0,37	0,1	5,47	0,81	0,5	0,63	0,58	0,61	0,8	0,5	0,32	-	13,07
T 5-1	-	1,2	0,32	-	-	-	0,44	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1,96
T 5-2	-	-	1,04	-	0,25	-	4,04	0,5	0,17	0,19	0,14	0,16	0,17	-	-	-	6,66
T 5-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
T 5-4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0
Damiani et al. 1987					0,2-20		0,5-102,4			0,3-50							1-170.1
D.M. 367/2003	0,035	n.p.	n.p.	n.p.	n.p.	0,045	0,110	n.p.	n.p.	n.p.	0,04*	0,02*	0,03*	n.p.	0,055*	0,07*	0,2*
D.Lgs. 152 sito ad uso Verde pubblico	n.p.	n.p.	n.p.	n.p.	n.p.	n.p.	n.p.	5	0,5	5	0,5	0,5	0,1	0,1	0,1	0,1	10
D.Lgs. 152 ad uso commerciale	n.p.	n.p.	n.p.	n.p.	n.p.	n.p.	n.p.	50	10	50	10	10	10	10	10	5	100

Tabella 4.3 - Valori della concentrazione totale degli IPA per i 19 campioni di Pozzuoli misurati in mg/kg. Confronto con il range di valori (minimo-massimo) riscontrati da Damiani et al. (1987), con i valori soglia per i sedimenti marini secondo il D.M. 367/2003, dei suoli ad uso Verde pubblico, privato e residenziale e ad uso commerciale e industriale secondo il D.Lgs. 152/2006; il Totale IPA per il D.M. 367/2003 riguarda solo i valori con *.

Transetto		T 1				T 2					T 3			T 4			T 5			
Specie	Campioni	1	2	3	4	1	2	3	4	5	1	2	3	1	2	3	1	2	3	4
Batimetria (m)		2.5	5	11	20	5	10	19	27	35	3.5	6	8	4	9	17	3	5	8	13
<i>Adelosina candeiana</i> (d'Orbigny, 1839)		6		56			24	192		1152	2		4			1280			2	
<i>Adelosina dubia</i> (d'Orbigny, 1826)								16			2		2		2		6	8		8
<i>Adelosina duthiersi</i> Schlumberger, 1886																				56
<i>Adelosina elegans</i> (Williamson, 1858)					64			48		128			6	4		256				
<i>Adelosina intricata</i> (Terquem, 1878)								48												
<i>Adelosina italica</i> (Terquem, 1878)									512	768										
<i>Adelosina longirostra</i> (d'Orbigny, 1826)		16	24	112	320	64	48	128	1024		8		4	8	4		20	8	24	
<i>Adelosina mediterraneensis</i> (Le Calvez & Le Calvez, 1958)					64			48	1024		12	1	8							40
<i>Adelosina pulchella</i> d'Orbigny, 1826										128										
<i>Affinetrina planciana</i> (d'Orbigny, 1839)								32												
<i>Ammonia beccarii</i> (Linnaeus, 1758)				88	128		8	144	1536	512	10		4	2	8		34	34	30	120
<i>Ammonia gaimardi</i> (d'Orbigny, 1906)																1024				
<i>Ammonia parkinsoniana</i> (d'Orbigny, 1839)		36	40	296	256	88	64	240	1536	3456	28	5	34	44	68	2304	30	22	36	56
<i>Amphicoryna scalaris</i> (Batsch, 1791)									1024	128						512				
<i>Angulogerina angulosa</i> (Williamson, 1858)									1024							256				
<i>Articulina mucronata</i> (d'Orbigny, 1839)													2							
<i>Asterigerinata adriatica</i> Haake, 1977									1024	640						256				
<i>Asterigerinata mamilla</i> (Williamson, 1858)		14	64	112	1024	24	104	1184	22016	3584	14		22	4	2	4352	4	2	2	136
<i>Astrononion stelligerum</i> (d'Orbigny, 1839)		4	8	80	320	8	8	352	7168	128	8		14			512	2	2		24
<i>Bolivina pseudoplicata</i> Heron-Allen & Earland, 1930			8				8			384										
<i>Bolivina spathulata</i> (Williamson, 1858)									1024											
<i>Bolivina</i> sp.									512											
<i>Brizalina striatula</i> (Cushman, 1922)			8					16	512						4	1280				8
<i>Buccella granulata</i> (Di Napoli Alliata, 1952)		22	40	352	768	88	112	416	1536	1920	14	1	8	30	10	768	26	24	10	24
<i>Bulimina aculeata</i> d'Orbigny, 1826			8					16	3072		2					3072				
<i>Bulimina costata</i> d'Orbigny, 1852																256				
<i>Bulimina elongata</i> d'Orbigny, 1846				8	384			80	7680	1792	4					6144		2		8
<i>Bulimina marginata</i> d'Orbigny, 1826										384										
<i>Cassidulina carinata</i> Silvestri, 1896									512	256					2					
<i>Cassidulina crassa</i> d'Orbigny, 1839																				2
<i>Cibicidella variabilis</i> (d'Orbigny, 1826)		2	16	24	384			32	1024	128	4	4	10	12	4	1792	6	16	6	8
<i>Cicides floridanus</i> (Cushman, 1918)															2					
<i>Cicides refulgens</i> Montfort, 1808			8						1024		2									
<i>Cibicidoides pachyderma</i> (Rzehak, 1886)		4	8								2	1	4							2
<i>Criboelphidium cuvillieri</i> (Lévy, 1966)									1024	1792								2	4	8
<i>Crirostomoides jeffreysi</i> (Williamson, 1858)													2							2
<i>Cyclocibicides vermiculatus</i> (d'Orbigny, 1826)								64												
<i>Cycloforina contorta</i> (d'Orbigny, 1846)		4	32	216	192	56	224	528	1536	1408	18	4	10	14	24		44	28	46	64

<i>Dentalina</i> sp.															256				
<i>Discorbinella bertheloti</i> (d'Orbigny, 1839)	2	8		320			160	6144	3328						256				24
<i>Discorbis mira</i> Cushman, 1922				64			32			2			2	6		4	2	4	
<i>Elphidium aculeatum</i> (d'Orbigny, 1846)	118	80	272	192	224	64	240	512		328	95	526	108	104	512	4	12	14	80
<i>Elphidium articulatum</i> (d'Orbigny, 1839)	2		32	64		64	64		384	6	5	6		16	2048			4	
<i>Elphidium complanatum</i> (d'Orbigny, 1906)	4	8		128	8	8	240		1024	30		4		8			2		
<i>Elphidium crispum</i> (Linnaeus, 1758)	86	112	200	1856		40	1248	3584	2944	42	7	62	4	4	6656	18	8	20	552
<i>Elphidium excavatum</i> (Terquem, 1875)		8	8			8			512	128		1			512	10		8	
<i>Elphidium granosum</i> (d'Orbigny, 1846)								512	2432						256	4	4		
<i>Elphidium incertum</i> (Williamson, 1858)													2						
<i>Elphidium macellum</i> (Fichtel & Moll, 1798)	12	40	64	384	64	88	32	4096	768	12	4	12			4608		6		
<i>Elphidium maioricense</i> Colom, 1942	10	8	64	256	8	40	368	8704	512	20		18	2	6	4864				32
<i>Elphidium margaritaceum</i> (Cushman, 1930)	2	16	16	128			16								256				
<i>Elphidium pauciloculum</i> (Cushman, 1944)					8				256	6					2560				
<i>Elphidium pulvereum</i> Todd, 1958		8	32			16	80	512		16	21	18	12	2	2304	8	8	2	16
<i>Elphidium punctatum</i> (Terquem, 1878)	20	80	256	64	64	200	128	4608	1920	16	6	20	16	10	4608	10	10		8
<i>Fischerina compressa</i> (Wiesner, 1923)															256				
<i>Fursenkoina tenuis</i> (Seguenza, 1862)							16												
<i>Gavelinopsis praegeri</i> (Heron-Allen & Earland, 1913)				64				5120	1536										
<i>Glabratella erecta</i> (Sidebottom, 1908)		8			8										256				
<i>Glabratella hexacamerata</i> Seiglie & Bermúdez, 1965								512		6	7	2	2	2		4	6	4	8
<i>Glabratella</i> sp. 1										2		2							
<i>Globulina gibba</i> (d'Orbigny, 1826)	4		8	64			32			2		4	14	8		2	10	12	16
<i>Globulina</i> sp. 1		16		64	16	56	48						26	24	256	36	40	30	
<i>Guttulina</i> aff. <i>G. communis</i> (d'Orbigny, 1826)		8																	
<i>Lagena striata</i> (d'Orbigny, 1839)									512	2					256				
<i>Lamarckina scabra</i> (Brady, 1884)								512							256				
<i>Lenticulina gibba</i> (d'Orbigny, 1839)			8				48		384										
<i>Lenticulina rotulata</i> (Lamarck, 1804)								512	384			2							
<i>Lobatula lobatula</i> (Walker & Jacob, 1798)	54	264	584	4032	88	304	3728	52224	5632	168	13	232	26	32	17152	16	32	28	448
<i>Massilina secans</i> (d'Orbigny, 1826)			120	320	16	32	128	512		12		16	6	10	1024	4	2	2	48
<i>Miliolinella elongata</i> Kruit, 1955							32			2	10	6	14	8	2560			2	
<i>Miliolinella labiosa</i> (d'Orbigny, 1839)		8	8	64				512		6		2							
<i>Miliolinella semicostata</i> (Wiesner, 1923)	92	168	136		168	136	32	512	128	6		2	12	16		6	4	6	
<i>Miliolinella subrotunda</i> (Montagu, 1803)	12	64	64	384	40	24	320	5632	1408	46	17	42	54	6	6400	18	6	2	32
<i>Miliolinella webbiana</i> (d'Orbigny, 1839)				192			32					4							
<i>Miliolinella</i> sp. 1		32					16			2	2	2		2				4	
<i>Neoconorbina posidonicola</i> (Colom, 1942)		8		128	8		64	1024						2	256				
<i>Neoconorbina terquemi</i> (Rzehak, 1888)		16		192		16	128	6656	6784	8		2	2		1280	20			8
<i>Nonion depressulum</i> (Walker & Jacob, 1798)	4	40					32	512	384	6		8	88	58	12288	14	18	18	8
<i>Nonionella turgida</i> (Williamson, 1858)							16	512	256	4				2	256				

<i>Nubecularia lucifuga</i> DeFrance, 1825							16	512	128										
<i>Oolina hexagona</i> (Williamson, 1848)		8						512	256										
<i>Parafissurina clavigera</i> (Buchner, 1940)														256					
<i>Peneroplis pertusus</i> (Forskål, 1775)	120	152	192		88	112	64			8	2	4	10	20	256	14		18	
<i>Peneroplis planatus</i> (Fichtel & Moll, 1798)		24	40	64	24	8	16			2		12					14	2	
<i>Planoglabratella opercularis</i> (d'Orbigny, 1839)				64	8		16	512	384	6	7	4	6	2	512	4	4	2	
<i>Planorbulina mediterranensis</i> d'Orbigny, 1826	2	16	8	512	8	16	240	3584	384	28	35	56	10	30	1792		2	6	40
<i>Quinqueloculina berthelotiana</i> d'Orbigny, 1839							656	3072	384			2		2	6912	12			24
<i>Quinqueloculina bosciiana</i> d'Orbigny, 1839	2	48			8	16	16	1024	384	2			22	2	2304	4	2	2	
<i>Quinqueloculina</i> aff. <i>Q. bosciiana</i> d'Orbigny, 1839			16			32					1	2	8	14				2	
<i>Quinqueloculina bradyana</i> Cushman, 1917			64	64	24	16	32	512		4		2	2	4		2			32
<i>Quinqueloculina disparilis</i> d'Orbigny, 1826	4			64			16	1024		6		16					2		
<i>Quinqueloculina laevigata</i> d'Orbigny, 1839	4	32	40	128		8	96			10	20	16	22	16		28	8	36	
<i>Quinqueloculina lata</i> Terquem, 1876	14	208	16			24	48			10	7		18		2560	8	6	8	
<i>Quinqueloculina lucida</i> Karrer, 1868							32						32	32					
<i>Quinqueloculina milletti</i> (Wiesner, 1912)	20	248			40	48	112			12		2	16		3072		12		
<i>Quinqueloculina parvula</i> Schlumberger, 1894			8	192			64	512	256	18		12							
<i>Quinqueloculina poeyana</i> d'Orbigny, 1839							32	1024			1								
<i>Quinqueloculina pygmaea</i> Reuss, 1850	4	240					32	1024	128	8		2							
<i>Quinqueloculina seminulum</i> (Linnaeus, 1758)	44	232	184	384	96	48	240		1664	8	7	8	8	14	768	36	10	16	24
<i>Quinqueloculina stalkerii</i> Loeblick & Tappan, 1953					8														
<i>Quinqueloculina stelligera</i> Schlumberger, 1893	6	8	64			8			128		1	2		4	3072				
<i>Quinqueloculina ungeriana</i> d'Orbigny, 1846	20	40	80	128	32	16	80		128	28	3	24	20	14		8	6	4	8
<i>Quinqueloculina variolata</i> d'Orbigny, 1878							16					2							
<i>Quinqueloculina viennensis</i> Le Calvez & Le Calvez, 1958	16		64		24	40		512		20	2	18	8	4	1024		20	38	
<i>Quinqueloculina villafranca</i> Le Calvez & Le Calvez, 1958			48	192	8	16	256	1024	1152	8	1	4	6		256		4		
<i>Quinqueloculina vulgaris</i> d'Orbigny, 1826				128			32				2	16				2		6	
<i>Quinqueloculina</i> sp. 1																			8
<i>Rectuvigerina phlegeri</i> Le Calvez, 1959				64				4608	3200	2	3				256				
<i>Reophax scorpiurus</i> Montfort, 1808															256				
<i>Reussella spinulosa</i> (Reuss, 1850)								1536	2176						256				
<i>Rosalina bradyi</i> (Cushman, 1915)	20	88	128	960	40	72	1008	12800	3328	24	6	34	4	4	4352	6	8	10	104
<i>Rosalina floridana</i> (Cushman, 1922)	4	8	136	448	32	96	720	17920	2944	8	5	32	16		2304		14	6	144
<i>Rosalina obtusa</i> d'Orbigny, 1846	6	16		320			336	2560		32		28			768				8
<i>Sigmoilina costata</i> Schlumberger, 1893		8		64			16	1024	256			2			1536				
<i>Sigmoilina grata</i> (Terquem, 1878)			8	64			16	1024	128			2			512				
<i>Siphonaperta agglutinans</i> (d'Orbigny, 1839)			8										2						
<i>Siphonaperta aspera</i> (d'Orbigny, 1826)	10	32	248	256	136	264	80			90	7	80	96	126	256	142	134	150	80

<i>Siphonaperta irregularis</i> (d'Orbigny, 1826)	2		72	256		8		1536		26		28	14	22		10	4	4	32
<i>Siphonaperta osinclinatum</i> Le Calvez & Le Calvez, 1958			8	64			80	512		4									8
<i>Siphonina reticulata</i> (Czjzek, 1884)								512											
<i>Spirillina vivipara</i> Ehrenberg, 1843		8					16	512	128							256			
<i>Spiroloculina depressa</i> d'Orbigny, 1826				64															
<i>Spiroloculina excavata</i> d'Orbigny, 1846				64			16												8
<i>Spiroloculina ornata</i> d'Orbigny, 1839														4					
<i>Spiroloculina rostrata</i> Reuss, 1850										6		2							
<i>Spiroplectinella wrighti</i> (Silvestri, 1903)								512				2							
<i>Stainforthia complanata</i> (Egger, 1893)								128								256			
<i>Stomatorbina concentrica</i> (Parker & Jones, 1864)				64				512								256			
<i>Textularia calva</i> Lalicker, 1935				192					768	2		6	18	18	1024	16	12	8	128
<i>Textularia conica</i> d'Orbigny, 1839				256				1024											8
<i>Tretomphalus bulloides</i> (d'Orbigny, 1839)										2		4							
<i>Tretomphalus concinnus</i> (Brady, 1884)	16	96	80	448	16	56	448	8192	640	46	34	46	38	38	28928	32	16	26	48
<i>Triloculina bermudezi</i> Acosta, 1940			40		32	80	32					4	4	6		4	6	2	
<i>Triloculina eburnea</i> d'Orbigny, 1839																2			
<i>Triloculina oblonga</i> (Montagu, 1803)	2		8	64	8	16				4	6	4		12					24
<i>Triloculina plicata</i> Terquem, 1878			8	256			304		128			4	2		256		2		32
<i>Triloculina schreibersiana</i> d'Orbigny, 1839	6	8	56	64	16	56	80	512		6		8	6	6		4	2		
<i>Triloculina tricarinata</i> d'Orbigny, 1826								512											
<i>Triloculina trigonula</i> (Lamarck, 1804)		8	72	128		48	256	4608	128	10	2	2	60	96	4864	6		6	
<i>Triloculina</i> sp. 1													2						
<i>Triloculina</i> sp. 2							32												
<i>Trochammina inflata</i> (Montagu, 1808)										2	2		12	30	256	30	10	28	
<i>Vaginulina lequilensis</i> Fornasini, 1901									128										
<i>Valvulineria bradyana</i> (Fornasini, 1900)									384										
<i>Vertebralina striata</i> d'Orbigny, 1826		8	8	128		24	16	512		14		12			2304	2			
<i>Wiesnerella auriculata</i> (Egger, 1895)							16							2	1280	2	2	6	8

Tabella 4.5 - Abbondanza dell'associazione a foraminiferi bentonici uniformata a 200g.

Transetto	T 1				T 2					T 3			T 4			T 5			
	Specie/Campioni	1	2	3	4	1	2	3	4	5	1	2	3	1	2	3	1	2	3
Batimetria (m)	2.5	5	11	2	5	1	19	27	35	3.5	6	8	4	9	17	3	5	8	13
<i>Aglaioocypris complanata</i> (Brady & Robertson, 1869)		2						16j		5j		4j			48j				
<i>Aglaioocypris</i> sp. 1							j	8		4j									
<i>Argilloecia bulbifera</i> G.W. Müller, 1894								8											
<i>Aurila convexa</i> (Baird, 1850)	12j	10j	4	6j	6j	2j	6j	56j	j	9j	1j	9j	2j	2j	j				2
<i>Aurila prasina</i> Barbeito-Gonzalez, 1971				j								j							
<i>Aurila speyeri</i> (Brady, 1858)			2																
<i>Bythocythere turgida</i> Sars, 1866		2						8j											
<i>Callistocythere adriatica</i> Masoli, 1968								64j	32j			j							
<i>Callistocythere flavidofusca</i> (Ruggieri, 1950)				6				80j	176j		j								
<i>Callistocythere lobiancoi</i> (G.W. Müller, 1894)								64		1j					64j				
<i>Carinocythereis whitei</i> (Baird, 1850)				j			2	32j	144j		j				80j				
<i>Cistacythereis turbida</i> (G.W. Müller, 1894)				2				16j	112j						64j				
<i>Costa batei</i> (Brady, 1866)				2j			4j	64j	16j	1		1			16j				
<i>Cyprideis torosa</i> (Jones, 1850)			j								j					j			
<i>Cypris pubera</i> O.F. Müller, 1766		j																	
<i>Cytherella</i> sp.																			j
<i>Cytheretta adriatica</i> , Ruggieri, 1952			4	6			4			1		1			j				
<i>Cytheretta subradiosa</i> (Roemer, 1838)			2	14		10	2	64j	96j	1		4						2	
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. frequens</i> G.W. Müller, 1894									16										
<i>Cytherois joachinoi</i> Barra, 1992							4j	48	112	1					240j				
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. niger</i> Schornikov, 1965							2	16											
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. pontica</i> Marinov, 1966			2			2													
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. uffendorfei</i> Ruggieri, 1974							2	32j	48						112j				
<i>Cytheroma variabilis</i> G.W. Müller, 1894												1							
<i>Cytheropteron latum</i> G.W. Müller, 1894							2	32j	16j										
<i>Elofsonia minima</i> (Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976)	2j						4j	8j				1		2	16j			2j	j
<i>Eucytherura gibbera</i> G.W. Müller, 1894				2				64	48j										
<i>Eucytherura mistrettai</i> Sissingh, 1972								8	j						16				
<i>Eucytherura</i> sp. 1															16				
<i>Hemicytherura defiorei</i> Ruggieri, 1953				2				88j	96j						48j				
<i>Hemicytherura videns</i> (G. W. Müller, 1894)		2		2					16						16				
<i>Hemiparacytheridea</i> sp.															16				
<i>Heterocythereis voraginoso</i> Athersuch, 1979			j			2j													
<i>Leptocythere levis</i> (G.W. Müller, 1894)				2															
<i>Leptocythere macella</i> Ruggieri, 1975								40	880						16				
<i>Loxocauda decipiens</i> G.W. Müller, 1894)								8	16										
<i>Loxoconcha affinis</i> (Brady, 1866)	j	8j	6	24j		2j	30j	192j	64j	11j	1j	17j	4	2j	112j	j	2j	j	2j
<i>Loxoconcha ovulata</i> (O.G. Costa, 1853)			2	6j		2	6j	128j	256j						80j				
<i>Loxoconcha rhomboidea</i> (Fischer, 1855)				2j			8	216j				5j			32j				

<i>Loxoconcha stellifera</i> G.W. Müller, 1894	j	j	2j	2	2	2j	2j			5j	1j	2j	j			j		
<i>Macrocyprina succinea</i> (G.W. Müller, 1894)				4				24j							16j			
<i>Microceratina amfibola</i> (Barbeito-Gonzalez, 1971)										1								
<i>Microcythere depressa</i> G.W. Müller, 1894		2								5	21	3	4		64j		2	4
<i>Microcythere inflexa</i> G.W. Müller, 1894		2		2				56							240			
" <i>Microcythere</i> " sp.		2						40	48		1	1			16	2		2
<i>Microcytherura fulva</i> (Brady & Robertson, 1874)		2			8	2								2				
<i>Microcytherura nigrescens</i> G.W. Müller, 1894	2	4		4				40j	16						32j		2	
<i>Microxestoleberis</i> sp. 1		2						8	16						16			
<i>Neocytherideis muelleri</i> (Kruit, 1955)				4				56j	224j	1		2						
<i>Neonesidea mediterranea</i> (G.W. Müller, 1894)			4	8j			10j	24j	j			1j			j			2
<i>Palmoconcha subrugosa</i> Ruggieri, 1967									96j									
<i>Paracytheridea depressa</i> G. W. Müller 1894				12		4j	32j	104j	j	1j		1			48j			8
<i>Paracytheridea</i> aff. <i>P. triquetra</i> (Reuss, 1850)		2j		6j			12j	40j	j	3j		5			32j			
<i>Paracytherois flexuosa</i> (Brady, 1867)				2				16j	16	1					128j	2		2
<i>Paradoxostoma acuminatum</i> G.W. Müller, 1894								8										
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. angustum</i> G.W. Müller, 1894												1			32			
<i>Paradoxostoma breve</i> G.W. Müller, 1894		2								1								
<i>Paradoxostoma caecum</i> G.W. Müller, 1894		2j	j	2			2	8							j			
<i>Paradoxostoma incongruens</i> G.W. Müller, 1894												1						
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. intermedium</i> G.W. Müller, 1894															16			
<i>Paradoxostoma simile</i> G.W. Müller, 1894							2	32j							32			
<i>Paradoxostoma taeniatum</i> G.W. Müller, 1894								8										
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. taeniatum</i> G.W. Müller, 1894										2		1						
<i>Paradoxostoma triste</i> G.W. Müller, 1894				2					16									
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. triste</i> G.W. Müller, 1894															32			
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. versicolor</i> G.W. Müller, 1894									16						16			
<i>Paralimnocythere</i> sp.								16										
<i>Phlyctocythere pellucida</i> (G.W. Müller, 1894)									64j									
<i>Polycope reticulata</i> Müller, 1894								24	16									
<i>Polycopsis quadridentata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976													2	4				
<i>Pontocypris acuminata</i> (G.W. Müller, 1894)								j	16j	j					16j			
<i>Pontocypris pellucida</i> G.W. Müller, 1894									96j						16			
<i>Pontocythere turbida</i> (G. W. Müller, 1894)	2	8	32j	12j	4	22j	14j	j	96j	4j	1	11j	2		16j			2
<i>Procytherideis retifera</i> Ruggieri, 1978	10j	16j	2j	4	20	20j	4j	16j	j	5	j	9j	2	2	16j	2j	4j	8j
<i>Propontocypris intermedia</i> (Brady, 1868)		2		2			4	16j	32j	j	j	j	1j		64j	j		
<i>Propontocypris pirifera</i> (G.W. Müller, 1894)										2		1						
<i>Propontocypris subfusca</i> (G.W. Müller, 1894)									128j									
<i>Propontocypris</i> aff. <i>P. subfusca</i> (G.W. Müller, 1894)											1							
<i>Pseudocytherura strangulata</i> Ruggieri, 1991								8										
<i>Pseudopsammocythere reniformis</i> (Brady, 1868)				4				16							48j			
<i>Pseudopsammocythere similis</i> (G.W. Müller, 1894)									16j									

<i>Pterygocythereis jonesii</i> (Baird, 1850)									16j											
<i>Pterygocythereis siveteri</i> Athersuch, 1978								8	16j											
<i>Sagmatocythere napoliana</i> (Puri, 1963)	j	j	4j	6j		2j	10j	8j	16j	1j		1				32j				
<i>Sagmatocythere versicolor</i> (G.W. Müller, 1894)									160j	1										
<i>Sahnicythere retroflexa</i> (Klie, 1936)	2	32		2	2	4	2	8	16	1										
<i>Sclerochilus gewemuelleri</i> Dubowsky, 1939								8		1j	j	j				16				
<i>Sclerochilus levis</i> G.W. Müller, 1894										1						32				
<i>Semicytherura acuticostata</i> (G.O. Sars, 1866)		j		6j			6	176j	48j	2j						144j			2	
<i>Semicytherura alifera</i> Ruggieri, 1959				2				136j	16j	2j	1j					32j				
<i>Semicytherura amorpha</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976							2													
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. amorpha</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976												1				16j				
<i>Semicytherura dispar</i> (G.W. Müller, 1894)				2				32	16j	4		3				48j				
<i>Semicytherura incongruens</i> (G. W. Müller, 1894)		j	4	18				240j	384j							272j				
<i>Semicytherura inversa</i> (Seguenza, 1880)	2		6	18j	2	2	106j	64j		4		6		2j			4	2	12j	
<i>Semicytherura paradoxa</i> (G.W. Müller, 1894)								56j	32j							16j				
<i>Semicytherura quadridentata</i> (Hartmann, 1953)				8				10	56j							128				
<i>Semicytherura rarecostata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976	2			4j			16	408	496	2		3				368				
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. reticulata</i> (G.W. Müller, 1894)									j											
<i>Semicytherura robusta</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976									128j											
<i>Semicytherura ruggierii</i> (Pucci, 1955)		j	j	4j		2	4	8j				3j								
<i>Semicytherura simplex</i> (Brady & Norman, 1889)		8												46	12	32	4j	12	28	4
<i>Semicytherura sulcata</i> (G. W. Müller, 1894)				2																
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. sulcata</i> (G. W. Müller, 1894)		6	4	2		4j														
<i>Semicytherura tergestina</i> Masoli, 1968								8	352j											
<i>Semicytherura</i> sp. 1											1									
<i>Tenedocythere prava</i> (Baird, 1850)				4			j	72j	16j	1						j			2	
<i>Triebelina raripila</i> (G.W. Müller, 1894)												1j				j				
<i>Urocythereis exedata</i> Uliczny, 1969		2	2j		2	2	2j	8j	16j	1		1				32j				
<i>Urocythereis margaritifera</i> (G. W. Müller, 1894)	6j	6j	6j	6j	6	4	8j	16j		4j		3j	30j	38j	32j	36j	34j	42j	1j	
<i>Urocythereis schulzi</i> (Hartmann, 1958)							2j	16				2		2j						
<i>Xestoleberis communis</i> G. W. Müller, 1894	2	2j	2j	4j		2	10j	496j	32j	3j	1	5j			32j	2			4	
<i>Xestoleberis dispar</i> G.W. Müller, 1894	2	6		2j		2j	4j	16j	96j	8j	2j	6j		2	96j			j		
<i>Xestoleberis plana</i> G.W. Müller, 1894	2	2j		14j			2j	40j		2j		1j			16j					
<i>Xestoleberis</i> aff. <i>X. ventricosa</i> G.W. Müller, 1894				4j																
<i>Xestoleberis</i> sp. 1								8												
<i>Xestoleberis</i> sp. 2								8												
<i>Xestoleberis</i> sp. 3															16					

Tabella 4.7 - Abbondanza dell'associazione a ostracodi per il numero di individui adulti uniformata a 200g.

Specie / Campioni	Transetto T 1				T 2					T 3			T 4			T 5			
	1	2	3	4	1	2	3	4	5	1	2	3	1	2	3	1	2	3	4
Batimetria (m)	2.5	5	11	20	5	10	19	27	35	3.5	6	8	4	9	17	3	5	8	13
<i>Aglaioocypris complanata</i> (Brady & Robertson, 1869)		2						40		10		8			192				
<i>Aglaioocypris</i> sp. 1							2	16		8									
<i>Argilloecia bulbifera</i> G.W. Müller, 1894								8											
<i>Aurila convexa</i> (Baird, 1850)	38	124	8	20	12	6	16	560	112	89	5	115	4	6	208				2
<i>Aurila prasina</i> Barbeito-Gonzalez, 1971				2								1							
<i>Aurila speyeri</i> (Brady, 1858)			2																
<i>Bythocythere turgida</i> Sars, 1866		2						16											
<i>Callistocythere adriatica</i> Masoli, 1968								160	112			2							
<i>Callistocythere flavidofusca</i> (Ruggieri, 1950)				10				200	912		2								
<i>Callistocythere lobiancoi</i> (G.W. Müller, 1894)								88		7					256				
<i>Carinocythereis whitei</i> (Baird, 1850)				4			2	264	2128		2				1152				
<i>Cistacythereis turbida</i> (G.W. Müller, 1894)				2				192	1216						336				
<i>Costa batei</i> (Brady, 1866)				4			14	368	336	1		1			160				
<i>Cyprideis torosa</i> (Jones, 1850)			6								1					4			
<i>Cypris pubera</i> O.F. Müller, 1766		1																	
<i>Cytherella</i> sp.																			2
<i>Cytheretta adriatica</i> Ruggieri, 1952			6	10			4			1		2			48				
<i>Cytheretta subradiosa</i> (Roemer, 1838)			4	22		14	2	136	304	1		6						4	
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. frequens</i> G.W. Müller, 1894									16										
<i>Cytherois joachinoi</i> Barra, 1992							12	88	224	2					544				
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. niger</i> Schornikov, 1965							2	24											
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. pontica</i> Marinov, 1966			2			4													
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. uffenordei</i> Ruggieri, 1974							4	80	80						240				
<i>Cytheroma variabilis</i> G.W. Müller, 1894												2							
<i>Cytheropteron latum</i> G.W. Müller, 1894							2	56	32										
<i>Elofsonia minima</i> (Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976)	4						16	16				1		2	304			4	4
<i>Eucytherura gibbera</i> G.W. Müller, 1894				2				120	160										
<i>Eucytherura mistrettai</i> Sissingh, 1972								8	16						16				
<i>Eucytherura</i> sp. 1															16				
<i>Hemicytherura defiorei</i> Ruggieri, 1953				2				160	288						96				
<i>Hemicytherura videns</i> (G. W. Müller, 1894)		2		2					16						64				
<i>Hemiparacytheridea</i> sp.															16				
<i>Heterocythereis voraginoso</i> Athersuch, 1979			2			4													
<i>Leptocythere levis</i> (G.W. Müller, 1894)				2															
<i>Leptocythere macella</i> Ruggieri, 1975								80	1664						16				
<i>Loxocauda decipiens</i> G.W. Müller, 1894)								8	32										
<i>Loxoconcha affinis</i> (Brady, 1866)	4	46	8	58	10	66	816	1360	50	7	53	8	4	1296	6	8	4	8	
<i>Loxoconcha ovulata</i> (O.G. Costa, 1853)			4	14	2	18	768	2784						1776					
<i>Loxoconcha rhomboidea</i> (Fischer, 1855)				6		12	760					17		96					

<i>Loxoconcha stellifera</i> G.W. Müller, 1894	8	28	4	2	2	6	8			18	2	13	4				4		
<i>Macrocyprina succinea</i> (G.W. Müller, 1894)				4				72							48				
<i>Microceratina amphibola</i> (Barbeito-Gonzalez, 1971)										1									
<i>Microcythere depressa</i> G.W. Müller, 1894		4								10	43	6	6		128			4	6
<i>Microcythere inflexa</i> G.W. Müller, 1894		4		4				96							400				
" <i>Microcythere</i> " sp.		4						72	80		2	2			16	4			4
<i>Microcytherura fulva</i> (Brady & Robertson, 1874)		4			12	2								4					
<i>Microcytherura nigrescens</i> G.W. Müller, 1894	2	16		6				80	16						224			4	
<i>Microxestoleberis</i> sp. 1		2						8	16						16				
<i>Neocytherideis muelleri</i> (Kruit, 1955)				6				104	544	2		2							
<i>Neonesidea mediterranea</i> (G.W. Müller, 1894)			4	24			18	96	16			2			16				2
<i>Palmoconcha subrugosa</i> Ruggieri, 1967									416										
<i>Paracytheridea depressa</i> G. W. Müller 1894				20		8	86	328	48	3		1			320				12
<i>Paracytheridea</i> aff. <i>P. triquetra</i> (Reuss, 1850)		6		10			34	144	112	5		9			368				
<i>Paracytherois flexuosa</i> (Brady, 1867)				4				32	16	2					288	2		4	
<i>Paradoxostoma acuminatum</i> G.W. Müller, 1894								8											
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. angustum</i> G.W. Müller, 1894												2			64				
<i>Paradoxostoma breve</i> G.W. Müller, 1894		4								2									
<i>Paradoxostoma caecum</i> G.W. Müller, 1894		6	4	2			2	8							48				
<i>Paradoxostoma incongruens</i> G.W. Müller, 1894												1							
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. intermedium</i> G.W. Müller, 1894															32				
<i>Paradoxostoma simile</i> G.W. Müller, 1894							2	96							32				
<i>Paradoxostoma taeniatum</i> G.W. Müller, 1894								8											
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. taeniatum</i> G.W. Müller, 1894										3		2							
<i>Paradoxostoma triste</i> G.W. Müller, 1894				2					16										
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. triste</i> G.W. Müller, 1894															32				
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. versicolor</i> G.W. Müller, 1894									16						16				
<i>Paralimnocythere</i> sp.								16											
<i>Phlyctocythere pellucida</i> (G.W. Müller, 1894)									256										
<i>Polycope reticulata</i> Müller, 1894								24	16										
<i>Polyopsis quadridentata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976													4	8					
<i>Pontocypris acuminata</i> (G.W. Müller, 1894)								8	80	5					80				
<i>Pontocypris pellucida</i> G.W. Müller, 1894									288						16				
<i>Pontocythere turbida</i> (G. W. Müller, 1894)	4	10	68	40	8	38	26	200	1088	9	1	21	2		144				2
<i>Procytherideis retifera</i> Ruggieri, 1978	38	90	8	6	84	88	12	40	160	7	1	19	4	4	208	14	22	28	
<i>Propontocypris intermedia</i> (Brady, 1868)		2		4				4	72	96	5	2	12	8	2192	4			
<i>Propontocypris pirifera</i> (G.W. Müller, 1894)										4		2							
<i>Propontocypris subfusca</i> (G.W. Müller, 1894)									224										
<i>Propontocypris</i> aff. <i>P. subfusca</i> (G.W. Müller, 1894)											2								
<i>Pseudocytherura strangulata</i> Ruggieri, 1991								8											
<i>Pseudopsammocythere reniformis</i> (Brady, 1868)				6				16							176				

<i>Pseudopsammocythere similis</i> (G.W. Müller, 1894)									48										
<i>Pterygocythereis jonesii</i> (Baird, 1850)									160										
<i>Pterygocythereis siveteri</i> Athersuch, 1978								8	176										
<i>Sagmatocythere napoliana</i> (Puri, 1963)	2	4	28	14		20	20	88	32	2		1					192		
<i>Sagmatocythere versicolor</i> (G.W. Müller, 1894)									544	2									
<i>Sahnicythere retroflexa</i> (Klie, 1936)	4	82		4	4	8	2	16	16	2									
<i>Sclerochilus gewemuelleri</i> Dubowsky, 1939									8		7	1	1					32	
<i>Sclerochilus levis</i> G.W. Müller, 1894											1							64	
<i>Semicytherura acuticostata</i> (G.O. Sars, 1866)		2		12			8	392	64	3								272	
<i>Semicytherura alifera</i> Ruggieri, 1959				2				272	128	3	2							96	
<i>Semicytherura amorpha</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976							2												
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. amorpha</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976												2						32	
<i>Semicytherura dispar</i> (G.W. Müller, 1894)				2				48	32	7		5						96	
<i>Semicytherura incongruens</i> (G. W. Müller, 1894)		4	4	32				848	1712									2000	
<i>Semicytherura inversa</i> (Seguenza, 1880)	2		6	52	2	2	214	304		5		10		6			4	2	24
<i>Semicytherura paradoxa</i> (G.W. Müller, 1894)								168	400									64	
<i>Semicytherura quadridentata</i> (Hartmann, 1953)				16			16	144										192	
<i>Semicytherura rarecostata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976	2			10			26	832	832	2		3						704	
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. reticulata</i> (G.W. Müller, 1894)									32										
<i>Semicytherura robusta</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976									368										
<i>Semicytherura ruggierii</i> (Pucci, 1955)		2	4	12		4	4	32				9							
<i>Semicytherura simplex</i> (Brady & Norman, 1889)		14											90	22	64	24	24	56	6
<i>Semicytherura sulcata</i> (G. W. Müller, 1894)				4															
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. sulcata</i> (G. W. Müller, 1894)		6	6	2		8													
<i>Semicytherura tergestina</i> Masoli, 1968								8	800										
<i>Semicytherura</i> sp. 1											1								
<i>Tenedocythere prava</i> (Baird, 1850)			4			2	304	224	1									48	2
<i>Triebelina raripila</i> (G.W. Müller, 1894)												3						64	
<i>Urocythereis exedata</i> Uliczny, 1969		2	4		2	4	6	16	80	1		1						176	
<i>Urocythereis margaritifera</i> (G. W. Müller, 1894)	14	32	20	20	12	16	32	80		6		21	278	260	640	392	314	442	10
<i>Urocythereis schulzi</i> (Hartmann, 1958)							6	16				3		14					
<i>Xestoleberis communis</i> G. W. Müller, 1894	2	8	4	24		2	46	2672	608	5	1	7			192	2			6
<i>Xestoleberis dispar</i> G.W. Müller, 1894	2	10		6		4	8	152	576	40	6	33		2	816				2
<i>Xestoleberis plana</i> G.W. Müller, 1894	2	14		40			8	240		8		4			128				
<i>Xestoleberis</i> aff. <i>X. ventricosa</i> G.W. Müller, 1894				8															
<i>Xestoleberis</i> sp. 1								8											
<i>Xestoleberis</i> sp. 2								8											
<i>Xestoleberis</i> sp. 3															16				

Tabella 4.8 - Abbondanza dell'associazione a ostracodi per il numero totale di valve uniformata a 200g.

	Be	V	Cr	Mn	Fe	Co	Ni	Cu	Zn	Ag	Cd	Ba	Tl	Pb	As	Se	Al	IPA	A. sal	D. ter	V. fis	Batim.	Dist.	Gran.
<i>Ammonia beccarii</i>	0,462	0,271	0,355	-0,102	0,333	0,521	0,105	0,437	0,615	-0,097	0,288	0,507	0,403	0,476	0,394	0,359	0,287	0,383	0,485	0,356	0,088	0,672	0,616	-0,512
<i>Ammonia parkinsoniana</i>	0,429	0,317	0,753	-0,114	0,459	0,733	0,156	0,948	0,635	0,098	-0,011	0,870	0,702	0,035	-0,061	0,509	0,700	0,312	0,053	0,226	-0,027	0,815	0,734	-0,725
<i>Asterigerinata mamilla</i>	0,355	0,217	0,335	-0,089	0,244	0,408	0,069	0,418	0,574	-0,152	0,257	0,406	0,279	0,575	0,362	0,361	0,192	0,341	0,423	0,273	0,114	0,592	0,514	-0,555
<i>Buccella granulata</i>	0,620	0,434	0,652	-0,112	0,596	0,834	0,203	0,826	0,824	0,048	0,159	0,862	0,771	0,305	0,160	0,524	0,603	0,566	0,244	0,284	-0,100	0,938	0,826	-0,725
<i>Cycloforina contorta</i>	0,628	0,418	0,546	-0,086	0,534	0,777	0,283	0,682	0,744	0,080	0,224	0,790	0,659	0,274	0,325	0,476	0,476	0,392	0,411	0,405	-0,096	0,857	0,785	-0,606
<i>Elphidium aculeatum</i>	-0,006	0,070	0,045	0,036	0,045	0,048	0,094	0,077	0,251	-0,003	0,003	0,013	0,059	0,585	-0,066	0,474	-0,327	0,292	0,066	-0,108	-0,022	0,222	0,175	-0,091
<i>Elphidium crispum</i>	0,310	0,176	0,515	-0,176	0,278	0,488	0,219	0,697	0,623	0,003	0,081	0,539	0,482	0,457	-0,014	0,346	0,375	0,368	0,010	0,107	0,086	0,686	0,583	-0,686
<i>Elphidium pulvereum</i>	-0,024	-0,071	0,287	-0,145	-0,059	0,071	0,082	0,428	0,237	-0,040	-0,069	0,154	0,109	0,362	-0,143	0,147	0,111	0,027	-0,195	-0,091	0,147	0,257	0,181	-0,489
<i>Elphidium punctatum</i>	0,284	0,162	0,515	-0,129	0,212	0,428	0,077	0,673	0,550	-0,087	0,084	0,503	0,367	0,463	0,110	0,395	0,337	0,247	0,127	0,144	0,117	0,625	0,526	-0,715
<i>Globulina</i> sp. 1	-0,017	-0,139	0,112	-0,223	-0,106	-0,023	0,122	0,288	0,230	-0,045	-0,109	0,042	0,072	0,310	-0,100	-0,043	0,085	0,063	-0,296	-0,156	0,074	0,144	0,058	-0,443
<i>Lobatula lobatula</i>	0,326	0,186	0,319	-0,105	0,210	0,370	0,080	0,410	0,572	-0,158	0,245	0,364	0,256	0,634	0,334	0,342	0,155	0,341	0,374	0,234	0,129	0,576	0,490	-0,574
<i>Miliolinella semicostata</i>	0,473	0,514	0,400	0,272	0,471	0,486	-0,059	0,371	0,332	-0,135	0,169	0,333	0,141	0,456	0,540	0,352	0,022	0,187	0,172	0,206	-0,114	0,415	0,291	-0,511
<i>Miliolinella subrotunda</i>	0,210	0,105	0,434	-0,144	0,143	0,333	0,088	0,583	0,512	-0,101	0,089	0,397	0,284	0,524	0,088	0,336	0,248	0,242	0,099	0,103	0,149	0,549	0,451	-0,669
<i>Neonconorbina terquemi</i>	0,498	0,374	0,664	-0,074	0,486	0,740	0,098	0,803	0,681	0,001	0,146	0,834	0,629	0,145	0,194	0,543	0,623	0,385	0,356	0,353	0,001	0,826	0,760	-0,657
<i>Nonion depressulum</i>	-0,070	-0,090	0,287	-0,134	-0,072	0,044	0,061	0,425	0,168	-0,016	-0,126	0,142	0,102	0,239	-0,227	0,115	0,143	-0,010	-0,282	-0,128	0,131	0,198	0,130	-0,442
<i>Peneroplis pertusus</i>	0,138	0,291	0,270	0,378	0,216	0,082	0,010	0,213	-0,145	0,094	-0,315	-0,069	-0,105	0,274	-0,018	-0,010	-0,269	-0,264	-0,684	-0,194	-0,121	-0,081	-0,222	-0,347
<i>Planorbulina mediterranea</i>	0,298	0,163	0,332	-0,126	0,195	0,355	0,073	0,439	0,584	-0,170	0,228	0,358	0,265	0,657	0,276	0,346	0,167	0,371	0,320	0,186	0,136	0,583	0,487	-0,601
<i>Quinqueloculina laevigata</i>	0,178	0,074	-0,348	-0,159	0,207	0,087	0,374	-0,292	0,345	0,166	0,171	-0,074	0,215	0,460	-0,008	-0,141	-0,280	0,502	0,036	-0,047	-0,149	0,157	0,084	0,057
<i>Quinqueloculina lata</i>	-0,099	-0,077	0,263	-0,099	-0,063	0,021	0,062	0,392	0,120	0,018	-0,145	0,100	0,062	0,231	-0,234	0,094	0,086	-0,040	-0,329	-0,159	0,132	0,147	0,077	-0,413
<i>Quinqueloculina milletti</i>	-0,094	-0,069	0,265	-0,095	-0,057	0,027	0,078	0,393	0,125	0,022	-0,142	0,102	0,059	0,237	-0,223	0,095	0,079	-0,040	-0,330	-0,156	0,122	0,150	0,078	-0,414
<i>Quinqueloculina pygmaea</i>	0,299	0,292	0,287	0,032	0,310	0,390	0,012	0,325	0,446	-0,085	0,237	0,341	0,179	0,500	0,404	0,350	0,083	0,282	0,402	0,258	0,133	0,476	0,403	-0,459
<i>Quinqueloculina seminulum</i>	0,424	0,400	0,709	-0,031	0,576	0,765	0,197	0,880	0,544	0,228	-0,082	0,853	0,737	-0,158	-0,157	0,442	0,679	0,339	-0,122	0,140	-0,141	0,726	0,645	-0,575
<i>Quinqueloculina viennensis</i>	0,060	-0,027	0,312	-0,136	-0,023	0,119	0,027	0,446	0,307	-0,106	-0,018	0,184	0,126	0,472	-0,020	0,202	0,121	0,084	-0,083	-0,031	0,153	0,330	0,245	-0,562
<i>Rosalina bradyi</i>	0,379	0,236	0,415	-0,107	0,282	0,472	0,103	0,525	0,630	-0,123	0,232	0,488	0,354	0,567	0,312	0,401	0,263	0,366	0,375	0,268	0,107	0,664	0,576	-0,630
<i>Rosalina floridana</i>	0,358	0,219	0,323	-0,079	0,243	0,404	0,055	0,396	0,555	-0,154	0,262	0,400	0,271	0,548	0,377	0,357	0,190	0,328	0,444	0,285	0,110	0,577	0,506	-0,529
<i>Siphonaperta aspera</i>	0,176	-0,278	-0,375	-0,291	-0,233	-0,224	-0,179	-0,213	-0,005	-0,143	-0,092	-0,332	0,052	0,280	0,080	-0,294	-0,116	0,119	-0,352	-0,282	-0,158	-0,085	-0,148	-0,114
<i>Tretomphalus concinnus</i>	0,005	-0,046	0,316	-0,143	-0,030	0,106	0,067	0,458	0,275	-0,060	-0,053	0,189	0,131	0,383	-0,117	0,175	0,141	0,066	-0,165	-0,069	0,152	0,298	0,216	-0,524
<i>Triloculina trigonula</i>	0,154	0,048	0,331	-0,145	0,059	0,223	0,072	0,460	0,446	-0,136	0,102	0,269	0,174	0,585	0,116	0,270	0,134	0,191	0,109	0,085	0,174	0,454	0,360	-0,612
<i>A. salina</i>	-0,019	-0,258	-0,214	-0,400	-0,204	0,007	0,115	-0,093	0,286	-0,144	0,593	0,067	0,253	0,093	-0,001	0,220	0,131	0,234	0,000	0,070	-0,184	0,337	0,430	0,172
<i>D. tertiolecta</i>	0,346	0,148	0,309	-0,070	0,193	0,373	0,417	0,270	0,289	0,065	0,014	0,386	0,143	0,002	-0,015	-0,159	0,405	-0,028	0,070	0,000	0,444	0,354	0,414	-0,355
<i>V. fischeri</i>	-0,165	-0,295	-0,046	-0,231	-0,215	-0,160	-0,027	-0,042	-0,045	-0,012	-0,303	0,022	-0,086	-0,053	-0,138	-0,403	0,220	-0,100	-0,184	0,444	0,000	-0,101	0,036	-0,052
Batimetria	0,664	0,349	0,503	-0,239	0,546	0,824	0,375	0,709	0,814	0,065	0,283	0,795	0,855	0,344	0,132	0,417	0,540	0,571	0,337	0,354	-0,101	0,000	0,945	-0,601
Distanza dalla costa	0,603	0,206	0,395	-0,332	0,415	0,724	0,374	0,606	0,686	0,039	0,293	0,729	0,874	0,226	0,072	0,305	0,566	0,496	0,430	0,414	0,036	0,945	0,000	-0,423
Granulometria	-0,492	-0,379	-0,631	0,032	-0,461	-0,593	-0,117	-0,773	-0,633	0,088	0,158	-0,665	-0,390	-0,303	-0,234	-0,163	-0,535	-0,242	0,172	-0,355	-0,052	-0,601	-0,423	0,000
Taxa S	0,151	0,052	0,108	-0,235	0,186	0,318	0,511	0,292	0,652	0,449	-0,074	0,385	0,391	0,428	-0,100	0,514	-0,013	0,380	0,213	0,225	0,088	0,550	0,512	-0,265
Individuals	0,314	0,183	0,462	-0,133	0,232	0,435	0,099	0,602	0,601	-0,110	0,156	0,481	0,353	0,553	0,193	0,392	0,289	0,319	0,231	0,190	0,128	0,646	0,548	-0,689
Dominance D	-0,372	-0,247	-0,327	-0,035	-0,303	-0,368	0,065	-0,422	-0,131	-0,096	0,136	-0,304	-0,145	0,099	-0,117	0,176	-0,365	0,134	0,467	-0,194	0,097	-0,152	0,036	0,646
Shannon H	0,434	0,135	0,238	-0,274	0,304	0,479	0,155	0,513	0,575	0,315	-0,125	0,487	0,432	0,144	0,095	0,138	0,405	0,220	-0,186	0,237	-0,084	0,491	0,305	-0,733
Equitability J	0,256	0,105	0,129	-0,013	0,119	0,159	-0,270	0,213	-0,070	-0,140	-0,021	0,105	0,029	-0,258	0,203	-0,315	0,338	-0,169	-0,354	-0,018	-0,232	-0,056	-0,197	-0,417

Tabella 4.11 - Analisi della correlazione di Pearson tra alcune specie di foraminiferi, caratteristiche dell'associazione, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici per tutti i campioni.

	Be	V	Cr	Mn	Fe	Co	Ni	Cu	Zn	Ag	Cd	Ba	Tl	Pb	As	Se	Al	IPA	A. sal	D. ter	V. fis	Batim.	Dist.
<i>Ammonia beccarii</i>	0,482	-0,004	-0,368	-0,343	0,219	0,431	0,587	-0,429	0,796	0,455	0,262	0,414	0,826	0,866	0,064	-0,036	-0,287	0,524	0,261	-0,049	-0,202	0,878	0,824
<i>Ammonia parkinsoniana</i>	0,579	0,174	-0,251	-0,141	0,365	0,578	0,395	-0,351	0,547	0,323	0,335	0,239	0,787	0,856	-0,048	0,196	-0,460	0,474	0,032	-0,148	-0,457	0,817	0,651
<i>Asterigerinata mamilla</i>	0,477	0,237	-0,174	-0,150	0,422	0,634	0,698	-0,164	0,861	0,393	0,473	0,566	0,636	0,877	0,132	0,258	-0,390	0,616	0,353	0,062	-0,312	0,901	0,792
<i>Buccella granulata</i>	0,612	0,244	-0,227	-0,126	0,463	0,629	0,307	-0,324	0,758	0,147	0,457	0,319	0,794	0,932	0,096	0,279	-0,284	0,808	0,197	-0,227	-0,410	0,884	0,714
<i>Cycloforina contorta</i>	0,623	0,142	-0,246	-0,174	0,253	0,561	0,801	-0,124	0,638	0,560	0,394	0,415	0,658	0,780	0,245	0,185	-0,620	0,152	0,271	0,034	-0,492	0,809	0,744
<i>Elphidium aculeatum</i>	0,441	0,451	0,101	0,185	0,527	0,697	0,404	0,037	0,272	0,226	0,366	0,264	0,375	0,666	-0,079	0,374	-0,608	0,274	-0,193	-0,024	-0,606	0,551	0,309
<i>Elphidium crispum</i>	0,472	0,254	-0,158	-0,121	0,465	0,611	0,466	-0,237	0,856	0,212	0,458	0,482	0,660	0,885	0,087	0,285	-0,240	0,814	0,317	-0,040	-0,262	0,882	0,750
<i>Elphidium pulvereum</i>	0,351	0,024	-0,223	-0,208	0,110	0,411	0,905	-0,032	0,463	0,778	0,197	0,516	0,476	0,528	0,064	-0,058	-0,614	-0,198	0,171	0,202	-0,230	0,547	0,532
<i>Elphidium punctatum</i>	0,729	0,258	-0,124	0,108	0,313	0,501	0,169	-0,030	0,086	0,300	0,204	-0,077	0,561	0,543	0,254	0,316	-0,654	-0,042	-0,154	-0,389	-0,649	0,426	0,282
<i>Globulina sp. 1</i>	0,309	-0,237	-0,524	-0,492	-0,116	0,096	0,252	-0,346	0,707	-0,036	0,509	0,141	0,511	0,390	0,379	0,032	0,134	0,529	0,699	-0,177	-0,208	0,590	0,623
<i>Lobatula lobatula</i>	0,490	0,241	-0,186	-0,149	0,443	0,635	0,604	-0,210	0,865	0,327	0,478	0,524	0,673	0,898	0,113	0,272	-0,341	0,706	0,340	0,005	-0,310	0,913	0,790
<i>Miliolinella semicostata</i>	0,306	0,667	0,474	0,678	0,574	0,472	-0,183	0,622	-0,511	0,080	-0,021	-0,213	-0,218	0,053	0,328	0,589	-0,677	-0,245	-0,626	-0,420	-0,552	-0,204	-0,390
<i>Miliolinella subrotunda</i>	0,457	0,280	-0,177	-0,128	0,494	0,686	0,563	-0,159	0,836	0,318	0,532	0,565	0,659	0,881	0,070	0,292	-0,349	0,746	0,297	-0,028	-0,298	0,875	0,726
<i>Neonorbina terquemi</i>	0,450	0,224	-0,190	-0,153	0,430	0,586	0,459	-0,209	0,868	0,194	0,492	0,509	0,636	0,844	0,140	0,299	-0,227	0,817	0,340	-0,073	-0,234	0,856	0,725
<i>Nonion depressulum</i>	-0,626	-0,360	-0,258	-0,336	-0,318	-0,168	0,224	-0,056	-0,089	0,208	0,241	0,277	-0,206	-0,458	-0,711	-0,211	0,175	-0,277	0,353	0,553	0,428	-0,187	-0,141
<i>Peneroplis pertusus</i>	0,412	0,595	0,448	0,636	0,546	0,465	-0,041	0,447	-0,391	0,285	-0,195	-0,092	-0,019	0,206	0,141	0,454	-0,710	-0,309	-0,635	-0,260	-0,377	-0,078	-0,232
<i>Planorbulina mediterranea</i>	0,414	0,210	-0,187	-0,148	0,418	0,541	0,319	-0,287	0,830	0,050	0,499	0,390	0,619	0,810	0,066	0,309	-0,109	0,902	0,367	-0,076	-0,250	0,844	0,708
<i>Quinqueloculina laevigata</i>	0,379	0,094	-0,322	-0,276	0,351	0,529	0,467	-0,337	0,775	0,351	0,452	0,490	0,760	0,818	-0,078	0,164	-0,236	0,737	0,319	-0,001	-0,111	0,874	0,794
<i>Quinqueloculina lata</i>	-0,136	0,420	0,202	0,359	0,519	0,398	0,088	0,501	-0,240	0,603	-0,060	0,196	-0,106	-0,006	-0,009	0,391	-0,550	-0,135	-0,305	-0,176	0,123	-0,099	-0,175
<i>Quinqueloculina milletti</i>	-0,059	0,511	0,244	0,386	0,584	0,513	0,284	0,590	-0,135	0,644	0,047	0,274	-0,124	0,094	0,135	0,471	-0,676	-0,133	-0,246	-0,142	-0,055	0,006	-0,091
<i>Quinqueloculina pygmaea</i>	-0,213	0,417	0,214	0,361	0,523	0,362	0,019	0,481	-0,259	0,548	-0,090	0,152	-0,150	-0,035	-0,023	0,407	-0,496	-0,073	-0,330	-0,202	0,155	-0,117	-0,200
<i>Quinqueloculina seminulum</i>	0,463	0,488	-0,038	0,118	0,727	0,783	0,284	-0,014	0,548	0,373	0,362	0,377	0,616	0,858	0,107	0,493	-0,537	0,725	-0,065	-0,324	-0,332	0,744	0,526
<i>Quinqueloculina viennensis</i>	0,411	-0,078	-0,080	0,032	-0,144	-0,126	-0,302	-0,191	-0,401	-0,132	-0,132	-0,608	0,239	0,004	0,106	-0,182	-0,031	-0,305	-0,128	-0,199	-0,416	-0,056	0,044
<i>Rosalina bradyi</i>	0,476	0,253	-0,169	-0,139	0,447	0,645	0,658	-0,171	0,855	0,376	0,471	0,552	0,647	0,889	0,123	0,270	-0,380	0,657	0,332	0,032	-0,309	0,904	0,786
<i>Rosalina floridana</i>	0,510	0,205	-0,195	-0,172	0,368	0,624	0,798	-0,152	0,821	0,487	0,451	0,565	0,647	0,866	0,145	0,201	-0,473	0,457	0,340	0,101	-0,363	0,891	0,798
<i>Siphonaperta aspera</i>	0,544	-0,290	-0,585	-0,429	-0,191	0,001	-0,283	-0,598	0,251	-0,316	0,364	-0,411	0,702	0,367	0,228	0,015	0,104	0,415	0,277	-0,504	-0,493	0,477	0,446
<i>Tretomphalus concinnus</i>	0,449	0,238	-0,200	-0,155	0,450	0,649	0,636	-0,184	0,846	0,397	0,485	0,559	0,663	0,874	0,078	0,291	-0,384	0,669	0,337	0,022	-0,272	0,905	0,781
<i>Triloculina trigonula</i>	0,318	-0,005	-0,320	-0,318	0,144	0,469	0,818	-0,302	0,741	0,467	0,482	0,516	0,577	0,675	-0,148	0,178	-0,406	0,286	0,457	0,312	-0,272	0,849	0,760
<i>A. salina</i>	0,009	-0,482	-0,554	-0,604	-0,406	-0,183	0,281	-0,566	0,492	-0,082	0,447	-0,088	0,344	0,080	-0,137	-0,221	0,417	0,225	0,000	0,371	-0,098	0,478	0,649
<i>D. tertiolecta</i>	-0,293	-0,152	0,154	-0,046	-0,238	-0,154	0,439	-0,044	0,002	0,053	0,064	0,262	-0,269	-0,209	-0,624	-0,154	0,172	-0,296	0,371	0,000	0,293	0,006	0,163
<i>V. fischeri</i>	-0,651	-0,430	-0,038	-0,205	-0,398	-0,560	-0,136	-0,130	-0,120	0,128	-0,539	0,209	-0,274	-0,485	-0,451	-0,504	0,473	-0,219	-0,098	0,293	0,000	-0,452	-0,306
Batimetria	0,528	0,059	-0,381	-0,298	0,260	0,502	0,513	-0,445	0,755	0,266	0,518	0,221	0,783	0,843	0,045	0,282	-0,310	0,614	0,478	0,006	-0,452	0,000	0,922
Distanza dalla costa	0,416	-0,166	-0,488	-0,457	0,020	0,249	0,513	-0,563	0,671	0,288	0,418	0,094	0,765	0,677	-0,001	0,015	-0,106	0,459	0,649	0,163	-0,306	0,922	0,000
Taxa S	0,171	-0,058	-0,363	-0,357	0,148	0,396	0,812	-0,294	0,705	0,679	0,325	0,530	0,582	0,606	-0,169	0,064	-0,369	0,244	0,464	0,288	-0,036	0,786	0,767
Individuals	0,527	0,269	-0,191	-0,128	0,479	0,672	0,560	-0,211	0,839	0,321	0,493	0,492	0,706	0,921	0,113	0,312	-0,376	0,725	0,301	-0,054	-0,353	0,924	0,781
Dominance D	-0,049	0,031	0,144	-0,060	0,027	-0,031	0,483	-0,055	0,535	0,071	-0,080	0,292	-0,055	0,264	0,208	-0,131	0,190	0,272	0,366	0,392	0,129	0,322	0,448
Shannon H	0,197	-0,384	-0,803	-0,621	-0,151	0,160	0,112	-0,538	0,338	0,292	0,495	0,010	0,759	0,294	-0,183	-0,031	-0,131	0,239	0,412	-0,290	-0,182	0,518	0,454
Equitability J	0,014	-0,196	-0,226	-0,088	-0,267	-0,238	-0,692	-0,012	-0,492	-0,491	0,127	-0,527	-0,070	-0,414	0,141	-0,044	0,188	-0,139	-0,186	-0,559	-0,242	-0,438	-0,494

Tabella 4.12 - Analisi della correlazione di Pearson tra alcune specie di foraminiferi, caratteristiche dell'associazione, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici per i campioni a sabbie medie.

	Be	V	Cr	Mn	Fe	Co	Ni	Cu	Zn	Ag	Cd	Ba	Tl	Pb	As	Se	Al	IPA	A. sal	D. ter	V. fis	Batim.	Dist.	Gran.
<i>Aurila convexa</i>	0,268	0,333	0,237	0,183	0,286	0,284	0,007	0,166	0,397	-0,122	0,191	0,191	0,023	0,597	0,411	0,380	-0,095	0,313	0,361	0,242	0,094	0,352	0,277	-0,313
<i>Carinocythereis whitei</i>	0,371	0,301	0,764	-0,094	0,443	0,711	0,138	0,951	0,558	0,130	-0,056	0,878	0,691	-0,140	-0,130	0,499	0,750	0,254	0,018	0,204	-0,043	0,753	0,693	-0,650
<i>Cistacythereis turbida</i>	0,352	0,289	0,754	-0,091	0,433	0,692	0,127	0,940	0,529	0,138	-0,079	0,861	0,683	-0,175	-0,162	0,481	0,752	0,243	-0,022	0,183	-0,047	0,724	0,667	-0,628
<i>Cytheretta subradiosa</i>	0,576	0,427	0,654	-0,048	0,563	0,800	0,080	0,789	0,684	0,020	0,142	0,876	0,719	0,023	0,184	0,561	0,679	0,457	0,357	0,337	-0,103	0,842	0,787	-0,581
<i>Cytherois joachinoi</i>	0,143	0,088	0,562	-0,139	0,165	0,376	0,113	0,747	0,405	0,044	-0,096	0,518	0,397	0,142	-0,187	0,329	0,444	0,126	-0,158	0,023	0,077	0,513	0,435	-0,631
<i>Leptocythere macella</i>	0,413	0,364	0,687	-0,025	0,517	0,741	0,114	0,820	0,468	0,185	-0,045	0,886	0,707	-0,387	-0,093	0,462	0,773	0,246	0,097	0,266	-0,133	0,677	0,656	-0,437
<i>Loxococoncha affinis</i>	0,347	0,222	0,450	-0,129	0,285	0,483	0,157	0,592	0,663	-0,060	0,173	0,523	0,398	0,575	0,212	0,451	0,268	0,382	0,298	0,224	0,112	0,694	0,600	-0,660
<i>Loxococoncha ovulata</i>	0,478	0,374	0,758	-0,081	0,515	0,789	0,131	0,928	0,654	0,087	0,044	0,925	0,721	-0,039	0,031	0,552	0,744	0,342	0,199	0,305	-0,044	0,840	0,777	-0,672
<i>Loxococoncha rhomboidea</i>	0,278	0,155	0,220	-0,075	0,153	0,278	0,035	0,274	0,479	-0,189	0,256	0,262	0,154	0,612	0,381	0,295	0,064	0,284	0,426	0,239	0,142	0,467	0,401	-0,464
<i>Loxococoncha stellifera</i>	-0,116	0,042	-0,297	0,238	-0,049	-0,205	0,033	-0,386	-0,106	0,466	-0,030	-0,378	-0,268	0,061	0,053	0,330	-0,540	0,029	-0,026	-0,377	-0,516	-0,290	-0,352	0,486
<i>Palmoconcha subrugosa</i>	0,400	0,357	0,672	-0,020	0,510	0,727	0,113	0,801	0,444	0,194	-0,055	0,871	0,698	-0,416	-0,107	0,447	0,766	0,233	0,081	0,256	-0,141	0,653	0,636	-0,410
<i>Microcythere depressa</i>	-0,251	-0,196	0,169	-0,144	-0,201	-0,095	0,016	0,291	0,007	-0,034	0,020	0,014	0,037	0,143	-0,359	0,121	0,038	-0,092	-0,135	-0,309	0,028	0,077	0,038	-0,218
<i>Microcythere inflexa</i>	-0,023	-0,061	0,299	-0,137	-0,049	0,076	0,052	0,436	0,238	-0,059	-0,070	0,159	0,107	0,360	-0,137	0,155	0,127	0,045	-0,194	-0,091	0,154	0,260	0,181	-0,500
<i>Microcytherura fulva</i>	-0,057	0,299	0,060	0,318	0,166	0,026	-0,181	-0,013	-0,325	-0,213	0,074	-0,168	-0,351	-0,114	0,294	0,036	-0,215	-0,095	-0,325	-0,154	-0,430	-0,221	-0,320	-0,034
<i>Paracytheridea depressa</i>	0,321	0,147	0,233	-0,150	0,167	0,330	0,279	0,334	0,591	-0,080	0,283	0,288	0,226	0,747	0,338	0,256	0,022	0,297	0,342	0,242	0,128	0,562	0,480	-0,533
<i>Polycopsis quadridentata</i>	-0,377	-0,358	-0,202	-0,274	-0,342	-0,246	-0,066	-0,165	-0,105	-0,203	0,020	-0,109	-0,246	-0,289	-0,472	-0,130	0,138	0,122	0,151	0,351	0,174	-0,141	-0,173	-0,028
<i>Pontocythere turbida</i>	0,553	0,410	0,605	0,013	0,572	0,760	0,153	0,763	0,463	0,241	-0,092	0,813	0,789	-0,232	-0,085	0,458	0,597	0,251	-0,049	0,136	-0,289	0,683	0,629	-0,440
<i>Procytherideis retifera</i>	0,185	0,458	0,277	0,485	0,294	0,118	-0,185	0,200	-0,049	-0,225	-0,067	-0,065	-0,265	0,340	0,482	0,282	-0,277	0,026	-0,246	-0,140	-0,258	-0,040	-0,144	-0,333
<i>Sagmatocythere napoliana</i>	0,289	0,181	0,525	-0,142	0,284	0,481	0,325	0,717	0,566	0,148	-0,050	0,552	0,499	0,331	-0,121	0,339	0,339	0,238	-0,140	0,056	-0,017	0,629	0,521	-0,652
<i>Sahnicythere retroflexa</i>	0,173	0,586	0,438	0,389	0,658	0,531	-0,024	0,442	0,096	0,307	-0,061	0,405	0,173	-0,079	0,136	0,361	0,078	0,116	-0,150	0,030	-0,002	0,243	0,153	-0,301
<i>Semicytherura incongruens</i>	0,408	0,305	0,745	-0,113	0,431	0,704	0,110	0,932	0,644	0,041	0,023	0,844	0,655	0,093	-0,009	0,528	0,684	0,328	0,121	0,232	0,016	0,809	0,729	-0,739
<i>Semicytherura inversa</i>	0,340	0,176	-0,042	-0,149	0,216	0,306	0,815	0,011	0,559	0,281	0,283	0,184	0,209	0,653	0,338	0,039	-0,268	0,172	0,334	0,356	-0,048	0,446	0,407	-0,179
<i>Semicytherura rarecostata</i>	0,409	0,300	0,724	-0,114	0,412	0,687	0,127	0,904	0,658	0,025	0,052	0,819	0,618	0,164	0,044	0,530	0,635	0,318	0,172	0,258	0,037	0,809	0,729	-0,747
<i>Semicytherura simplex</i>	-0,318	-0,390	-0,115	-0,366	-0,345	-0,218	-0,022	0,061	-0,150	-0,067	-0,003	-0,051	-0,133	-0,176	-0,475	-0,372	0,230	-0,253	-0,088	0,253	0,356	-0,187	-0,152	-0,240
<i>Semicytherura tergestina</i>	0,407	0,361	0,677	-0,021	0,514	0,734	0,113	0,807	0,455	0,190	-0,048	0,877	0,702	-0,403	-0,098	0,453	0,769	0,240	0,092	0,262	-0,138	0,663	0,645	-0,420
<i>Urocythereis margaritifera</i>	-0,371	-0,582	-0,232	-0,510	-0,541	-0,444	-0,131	-0,072	-0,037	-0,168	-0,314	-0,138	-0,251	-0,109	-0,165	-0,458	0,266	-0,235	-0,103	0,239	0,510	-0,222	-0,201	-0,325
<i>Xestoleberis communis</i>	0,313	0,186	0,245	-0,062	0,191	0,323	0,021	0,294	0,489	-0,178	0,267	0,306	0,188	0,562	0,399	0,314	0,109	0,297	0,455	0,266	0,126	0,492	0,430	-0,458
<i>Xestoleberis dispar</i>	0,236	0,213	0,700	-0,092	0,331	0,566	0,132	0,888	0,473	0,151	-0,121	0,734	0,568	-0,074	-0,220	0,475	0,619	0,189	-0,104	0,093	-0,006	0,638	0,571	-0,619
<i>Xestoleberis plana</i>	0,302	0,202	0,242	-0,066	0,229	0,310	0,012	0,300	0,589	-0,203	0,255	0,252	0,202	0,750	0,324	0,327	0,073	0,506	0,328	0,141	0,121	0,524	0,414	-0,520
<i>A. salina</i>	-0,019	-0,258	-0,214	-0,400	-0,204	0,007	0,115	-0,093	0,286	-0,144	0,593	0,067	0,253	0,093	-0,001	0,220	0,131	0,234	0,000	0,070	-0,184	0,337	0,430	0,172
<i>D. tertiolecta</i>	0,346	0,148	0,309	-0,070	0,193	0,373	0,417	0,270	0,288	0,065	0,014	0,386	0,143	0,002	-0,015	-0,159	0,405	-0,028	0,070	0,000	0,444	0,354	0,414	-0,355
<i>V. fischeri</i>	-0,165	-0,295	-0,046	-0,231	-0,215	-0,160	-0,027	-0,042	-0,046	-0,012	-0,303	0,022	-0,086	-0,053	-0,138	-0,403	0,220	-0,100	-0,184	0,444	0,000	-0,101	0,036	-0,052
Batimetria	0,664	0,349	0,503	-0,239	0,546	0,824	0,375	0,709	0,814	0,065	0,283	0,795	0,855	0,344	0,132	0,417	0,540	0,571	0,337	0,354	-0,101	0,000	0,945	-0,601
Distanza dalla costa	0,603	0,206	0,395	-0,332	0,415	0,724	0,374	0,606	0,686	0,039	0,293	0,729	0,874	0,226	0,072	0,305	0,566	0,496	0,430	0,414	0,036	0,945	0,000	-0,423
Granulometria	-0,492	-0,379	-0,631	0,032	-0,461	-0,593	-0,117	-0,773	-0,633	0,088	0,158	-0,665	-0,390	-0,303	-0,234	-0,163	-0,535	-0,242	0,172	-0,355	-0,052	-0,601	-0,423	0,000
Taxa S	0,387	0,357	0,461	-0,023	0,476	0,607	0,235	0,602	0,728	0,200	0,125	0,588	0,569	0,513	0,040	0,708	0,191	0,597	0,230	0,074	-0,072	0,773	0,672	-0,481
Individuals	0,433	0,322	0,729	-0,113	0,445	0,719	0,143	0,913	0,680	0,044	0,059	0,847	0,649	0,153	0,047	0,543	0,649	0,343	0,184	0,272	0,021	0,833	0,752	-0,746
Dominance D	-0,463	-0,566	-0,403	-0,372	-0,586	-0,552	-0,190	-0,340	-0,349	-0,228	-0,130	-0,277	-0,346	-0,445	-0,077	-0,609	0,105	-0,446	-0,012	-0,077	0,242	-0,516	-0,460	0,136
Shannon H	0,397	0,457	0,373	0,212	0,525	0,537	0,184	0,394	0,514	0,256	0,118	0,366	0,440	0,506	0,036	0,711	-0,053	0,566	0,100	-0,026	-0,182	0,603	0,521	-0,205
Equitability J	0,373	0,530	0,285	0,474	0,491	0,368	0,042	0,127	0,158	0,142	0,081	0,031	0,135	0,403	0,197	0,473	-0,226	0,392	-0,098	-0,076	-0,263	0,286	0,244	0,071

Tabella 4.13 - Analisi della correlazione di Pearson tra alcune specie di ostracodi per NI, caratteristiche dell'associazione, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici per tutti i campioni.

	Be	V	Cr	Mn	Fe	Co	Ni	Cu	Zn	Ag	Cd	Ba	Tl	Pb	As	Se	Al	IPA	A. sal	D. ter	V. fis	Batim.	Dist.	Gran.
<i>Aurila convexa</i>	0,226	0,264	0,392	0,042	0,279	0,376	-0,005	0,452	0,485	-0,054	0,114	0,388	0,211	0,517	0,247	0,519	0,109	0,325	0,302	0,172	0,157	0,513	0,438	-0,499
<i>Carinocythereis whitei</i>	0,350	0,290	0,754	-0,087	0,434	0,693	0,129	0,939	0,518	0,146	-0,084	0,865	0,683	-0,199	-0,166	0,479	0,755	0,230	-0,023	0,186	-0,052	0,717	0,664	-0,617
<i>Cistacythereis turbida</i>	0,411	0,346	0,755	-0,063	0,498	0,755	0,124	0,922	0,540	0,155	-0,047	0,916	0,724	-0,257	-0,104	0,504	0,790	0,265	0,069	0,249	-0,084	0,749	0,706	-0,575
<i>Cytheretta subradiosa</i>	0,530	0,417	0,692	-0,042	0,563	0,805	0,093	0,830	0,626	0,080	0,079	0,912	0,734	-0,124	0,091	0,542	0,738	0,387	0,280	0,332	-0,106	0,810	0,767	-0,554
<i>Cytherois joachinoi</i>	0,116	0,066	0,532	-0,140	0,137	0,338	0,115	0,713	0,376	0,044	-0,105	0,476	0,365	0,148	-0,200	0,302	0,410	0,106	-0,182	0,002	0,081	0,476	0,399	-0,609
<i>Leptocythere macella</i>	0,414	0,365	0,685	-0,024	0,518	0,742	0,113	0,817	0,468	0,185	-0,043	0,885	0,707	-0,387	-0,089	0,462	0,772	0,247	0,100	0,267	-0,134	0,677	0,656	-0,435
<i>Loxococoncha affinis</i>	0,343	0,261	0,719	-0,120	0,379	0,642	0,136	0,915	0,609	0,070	-0,013	0,788	0,608	0,115	-0,062	0,512	0,625	0,286	0,053	0,183	0,034	0,760	0,679	-0,727
<i>Loxococoncha ovulata</i>	0,364	0,289	0,762	-0,101	0,427	0,696	0,130	0,952	0,564	0,114	-0,054	0,862	0,674	-0,094	-0,122	0,498	0,734	0,254	0,014	0,199	-0,023	0,753	0,689	-0,674
<i>Loxococoncha rhomboidea</i>	0,276	0,156	0,216	-0,070	0,152	0,274	0,014	0,267	0,469	-0,198	0,256	0,258	0,149	0,600	0,384	0,295	0,068	0,286	0,431	0,237	0,143	0,459	0,395	-0,455
<i>Loxococoncha stellifera</i>	-0,257	0,278	-0,056	0,502	0,222	-0,080	-0,010	-0,193	-0,270	0,526	-0,272	-0,216	-0,340	-0,083	-0,038	0,306	-0,525	-0,126	-0,228	-0,232	-0,042	-0,354	-0,380	0,336
<i>Palmoconcha subrugosa</i>	0,400	0,357	0,672	-0,020	0,510	0,727	0,113	0,801	0,444	0,194	-0,055	0,871	0,698	-0,416	-0,107	0,447	0,766	0,233	0,081	0,256	-0,141	0,653	0,636	-0,410
<i>Microcythere depressa</i>	-0,253	-0,192	0,172	-0,139	-0,198	-0,097	0,012	0,292	0,010	-0,035	0,013	0,014	0,036	0,145	-0,355	0,132	0,034	-0,088	-0,133	-0,320	0,016	0,078	0,037	-0,220
<i>Microcythere inflexa</i>	-0,021	-0,059	0,300	-0,136	-0,047	0,078	0,052	0,437	0,241	-0,060	-0,068	0,160	0,108	0,364	-0,134	0,157	0,127	0,048	-0,191	-0,090	0,155	0,262	0,184	-0,502
<i>Microcytherura fulva</i>	-0,126	0,289	0,060	0,315	0,170	0,014	-0,186	-0,019	-0,341	-0,185	0,043	-0,168	-0,374	-0,136	0,229	0,036	-0,214	-0,097	-0,342	-0,130	-0,368	-0,232	-0,333	-0,035
<i>Paracytheridea depressa</i>	0,242	0,109	0,370	-0,162	0,139	0,331	0,228	0,514	0,554	-0,055	0,145	0,363	0,265	0,621	0,159	0,299	0,150	0,227	0,158	0,156	0,140	0,563	0,468	-0,639
<i>Polycopsis quadridentata</i>	-0,377	-0,358	-0,202	-0,274	-0,342	-0,246	-0,066	-0,165	-0,105	-0,203	0,020	-0,109	-0,246	-0,289	-0,472	-0,130	0,138	-0,157	0,111	0,351	0,174	-0,141	-0,173	-0,028
<i>Pontocythere turbida</i>	0,477	0,389	0,724	-0,040	0,547	0,791	0,123	0,879	0,553	0,163	-0,023	0,922	0,757	-0,252	-0,053	0,512	0,767	0,299	0,112	0,266	-0,133	0,764	0,721	-0,536
<i>Procytherideis retifera</i>	0,274	0,407	0,705	0,187	0,430	0,512	-0,003	0,822	0,258	0,035	-0,184	0,550	0,317	-0,028	0,050	0,398	0,399	0,066	-0,343	-0,035	-0,138	0,417	0,312	-0,656
<i>Sagmatocythere napoliana</i>	0,199	0,063	0,391	-0,139	0,104	0,275	0,124	0,556	0,426	-0,029	-0,009	0,321	0,289	0,483	-0,019	0,261	0,185	0,148	-0,101	-0,013	0,073	0,471	0,363	-0,635
<i>Sahnicythere retroflexa</i>	0,030	0,497	0,258	0,416	0,533	0,328	-0,089	0,226	-0,069	0,274	-0,072	0,160	-0,031	-0,007	0,136	0,237	-0,134	0,037	-0,211	-0,064	0,057	0,035	-0,049	-0,177
<i>Semicytherura incongruens</i>	0,287	0,209	0,695	-0,128	0,318	0,572	0,113	0,889	0,541	0,050	-0,048	0,725	0,559	0,091	-0,115	0,451	0,608	0,232	-0,028	0,134	0,044	0,691	0,611	-0,713
<i>Semicytherura inversa</i>	0,375	0,206	0,063	-0,132	0,236	0,349	0,542	0,116	0,613	0,078	0,343	0,248	0,218	0,729	0,428	0,167	-0,141	0,292	0,460	0,362	0,029	0,527	0,468	-0,326
<i>Semicytherura rarecostata</i>	0,398	0,284	0,694	-0,119	0,386	0,655	0,118	0,871	0,657	-0,002	0,071	0,777	0,582	0,230	0,073	0,517	0,591	0,320	0,189	0,253	0,056	0,795	0,710	-0,753
<i>Semicytherura simplex</i>	-0,327	-0,427	-0,131	-0,395	-0,381	-0,247	-0,037	0,059	-0,144	-0,071	-0,041	-0,044	-0,139	-0,186	-0,448	-0,397	0,235	-0,265	-0,130	0,224	0,402	-0,214	-0,182	-0,251
<i>Semicytherura tergestina</i>	0,403	0,359	0,674	-0,020	0,512	0,730	0,113	0,803	0,449	0,192	-0,052	0,874	0,700	-0,410	-0,103	0,450	0,767	0,236	0,086	0,259	-0,140	0,657	0,640	-0,415
<i>Urocythereis margaritifera</i>	-0,329	-0,531	-0,087	-0,480	-0,482	-0,352	-0,095	0,114	-0,015	-0,119	-0,303	-0,050	-0,123	-0,055	-0,240	-0,356	0,283	-0,219	-0,223	0,079	0,479	-0,131	-0,113	-0,383
<i>Xestoleberis communis</i>	0,372	0,242	0,354	-0,067	0,271	0,438	0,039	0,426	0,558	-0,145	0,254	0,445	0,299	0,489	0,374	0,382	0,236	0,332	0,459	0,303	0,100	0,594	0,528	-0,527
<i>Xestoleberis dispar</i>	0,189	0,144	0,638	-0,123	0,244	0,473	0,112	0,830	0,444	0,094	-0,112	0,635	0,493	0,029	-0,211	0,415	0,545	0,165	-0,128	0,053	0,037	0,584	0,513	-0,628
<i>Xestoleberis plana</i>	0,241	0,144	0,277	-0,095	0,160	0,280	0,025	0,366	0,524	-0,173	0,209	0,264	0,180	0,689	0,274	0,321	0,086	0,358	0,277	0,133	0,157	0,500	0,400	-0,562
<i>A. salina</i>	-0,019	-0,258	-0,214	-0,400	-0,204	0,007	0,115	-0,093	0,286	-0,144	0,593	0,067	0,253	0,093	-0,001	0,220	0,131	0,234	0,000	0,070	-0,184	0,337	0,430	0,172
<i>D. tertiolecta</i>	0,346	0,148	0,309	-0,070	0,193	0,373	0,417	0,270	0,288	0,065	0,014	0,386	0,143	0,002	-0,015	-0,159	0,405	-0,028	0,070	0,000	0,444	0,354	0,414	-0,355
<i>V. fischeri</i>	-0,165	-0,295	-0,046	-0,231	-0,215	-0,160	-0,027	-0,042	-0,046	-0,012	-0,303	0,022	-0,086	-0,053	-0,138	-0,403	0,220	-0,100	-0,184	0,444	0,000	-0,101	0,036	-0,052
Batimetria	0,664	0,349	0,503	-0,239	0,546	0,824	0,375	0,709	0,814	0,065	0,283	0,795	0,855	0,344	0,132	0,417	0,540	0,571	0,337	0,354	-0,101	0,000	0,945	-0,601
Distanza dalla costa	0,603	0,206	0,395	-0,332	0,415	0,724	0,374	0,606	0,686	0,039	0,293	0,729	0,874	0,226	0,072	0,305	0,566	0,496	0,430	0,414	0,036	0,945	0,000	-0,423
Granulometria	-0,492	-0,379	-0,631	0,032	-0,461	-0,593	-0,117	-0,773	-0,633	0,088	0,158	-0,665	-0,390	-0,303	-0,234	-0,163	-0,535	-0,242	0,172	-0,355	-0,052	-0,601	-0,423	0,000
Taxa S	0,387	0,357	0,461	-0,023	0,476	0,607	0,235	0,602	0,728	0,200	0,125	0,588	0,569	0,513	0,040	0,708	0,191	0,597	0,230	0,074	-0,072	0,773	0,672	-0,481
Individuals	0,375	0,279	0,738	-0,123	0,403	0,677	0,128	0,934	0,624	0,061	-0,003	0,830	0,635	0,081	-0,036	0,514	0,671	0,291	0,087	0,224	0,031	0,785	0,707	-0,741
Dominance D	-0,485	-0,569	-0,389	-0,356	-0,596	-0,595	-0,264	-0,339	-0,360	-0,237	-0,263	-0,315	-0,424	-0,453	-0,054	-0,582	0,145	-0,407	-0,071	0,035	0,292	-0,534	-0,467	0,075
Shannon H	0,490	0,500	0,402	0,203	0,579	0,624	0,266	0,429	0,540	0,247	0,220	0,420	0,532	0,516	0,059	0,649	-0,028	0,543	0,129	-0,031	-0,237	0,666	0,581	-0,210
Equitability J	0,513	0,559	0,343	0,369	0,573	0,560	0,232	0,260	0,291	0,175	0,301	0,229	0,394	0,443	0,121	0,470	-0,159	0,386	0,040	-0,073	-0,322	0,485	0,429	0,003

Tabella 4.14 - Analisi della correlazione di Pearson tra alcune specie di ostracodi per NV, caratteristiche dell'associazione, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici per tutti i campioni.

	Be	V	Cr	Mn	Fe	Co	Ni	Cu	Zn	Ag	Cd	Ba	Tl	Pb	As	Se	Al	IPA	A. sal	D. ter	V. fis	Batim.	Dist.
<i>Aurila convexa</i>	0,234	0,927	0,819	0,872	0,898	0,701	0,150	0,664	0,002	0,157	-0,080	0,363	-0,267	0,373	0,064	0,660	-0,559	0,179	-0,499	0,052	-0,178	0,044	-0,179
<i>Carinocythereis whitei</i>	0,366	0,179	-0,151	-0,175	0,327	0,561	0,863	-0,094	0,804	0,526	0,402	0,634	0,521	0,769	0,108	0,159	-0,436	0,392	0,355	0,213	-0,243	0,818	0,753
<i>Cistacythereis turbida</i>	0,352	0,182	-0,146	-0,084	0,373	0,386	-0,112	-0,319	0,635	-0,263	0,406	0,152	0,524	0,635	0,049	0,286	0,138	0,993	0,255	-0,255	-0,174	0,623	0,484
<i>Cytheretta subradiosa</i>	0,709	0,168	-0,223	-0,070	0,285	0,410	-0,073	-0,288	0,567	-0,285	0,536	-0,039	0,632	0,656	0,311	0,406	-0,030	0,760	0,403	-0,326	-0,502	0,684	0,590
<i>Cytherois joachinoi</i>	0,218	0,102	-0,090	-0,147	0,165	0,411	0,985	0,058	0,548	0,698	0,230	0,606	0,299	0,511	0,092	0,028	-0,538	-0,074	0,255	0,357	-0,174	0,569	0,568
<i>Loxoconcha affinis</i>	0,399	0,239	-0,192	-0,151	0,454	0,662	0,725	-0,138	0,815	0,532	0,446	0,612	0,641	0,845	0,031	0,242	-0,446	0,558	0,319	0,076	-0,230	0,870	0,757
<i>Loxoconcha ovulata</i>	0,647	0,217	-0,236	-0,162	0,400	0,643	0,599	-0,251	0,851	0,314	0,501	0,446	0,761	0,937	0,181	0,284	-0,399	0,629	0,357	-0,051	-0,435	0,949	0,825
<i>Loxoconcha rhomboidea</i>	0,304	0,146	-0,125	-0,166	0,256	0,503	0,949	-0,021	0,701	0,627	0,329	0,639	0,426	0,664	0,103	0,099	-0,499	0,173	0,316	0,291	-0,216	0,718	0,684
<i>Loxoconcha stellifera</i>	0,768	0,579	0,099	0,272	0,631	0,790	0,302	0,202	0,385	0,144	0,444	0,160	0,456	0,747	0,456	0,398	-0,585	0,349	-0,035	-0,388	-0,843	0,524	0,307
<i>Microcythere depressa</i>	-0,357	-0,133	-0,136	-0,129	-0,086	0,001	-0,032	0,175	-0,341	0,147	0,339	0,183	-0,093	-0,403	-0,581	-0,247	0,141	-0,195	0,181	0,361	0,309	-0,307	-0,191
<i>Microcythere inflexa</i>	0,080	0,427	0,047	0,209	0,642	0,511	-0,166	0,107	0,227	0,143	0,218	0,163	0,255	0,394	0,010	0,508	-0,211	0,691	-0,076	-0,378	0,000	0,323	0,159
<i>Microcytherura fulva</i>	-0,116	0,335	0,232	0,296	0,212	0,168	-0,194	0,427	-0,428	-0,278	0,234	-0,307	-0,426	-0,196	0,300	0,461	-0,292	-0,061	-0,316	-0,291	-0,561	-0,203	-0,350
<i>Paracytheridea depressa</i>	0,409	0,173	-0,149	-0,162	0,291	0,551	0,903	-0,050	0,765	0,551	0,406	0,610	0,495	0,734	0,167	0,172	-0,490	0,276	0,372	0,223	-0,296	0,791	0,739
<i>Polycopsis quadridentata</i>	-0,584	-0,458	-0,240	-0,330	-0,482	-0,391	-0,068	-0,378	-0,101	-0,266	0,130	-0,140	-0,273	-0,466	-0,691	0,014	0,353	-0,143	0,355	0,497	0,243	-0,085	-0,102
<i>Pontocythere turbida</i>	0,768	0,226	-0,176	0,055	0,320	0,509	0,139	-0,143	0,164	0,273	0,234	-0,065	0,679	0,623	0,171	0,279	-0,575	0,090	-0,090	-0,361	-0,602	0,517	0,388
<i>Procytherideis retifera</i>	0,262	0,605	0,464	0,611	0,456	0,336	-0,212	0,675	-0,427	-0,182	0,157	-0,290	-0,368	-0,071	0,564	0,601	-0,410	-0,111	-0,271	-0,329	-0,584	-0,212	-0,283
<i>Sagmatocythere napoliana</i>	0,601	0,271	-0,137	-0,078	0,435	0,672	0,761	-0,135	0,758	0,541	0,363	0,533	0,686	0,909	0,129	0,243	-0,568	0,394	0,223	0,056	-0,381	0,879	0,766
<i>Sahnicythere retroflexa</i>	-0,136	0,483	0,264	0,436	0,568	0,389	-0,084	0,523	-0,287	0,428	-0,055	0,081	-0,173	-0,032	0,058	0,497	-0,488	-0,025	-0,346	-0,281	0,067	-0,137	-0,241
<i>Semicytherura incongruens</i>	0,409	0,193	-0,173	-0,074	0,408	0,424	-0,143	-0,360	0,585	-0,190	0,359	0,111	0,617	0,687	0,004	0,277	0,058	0,961	0,156	-0,326	-0,203	0,643	0,484
<i>Semicytherura inversa</i>	0,292	0,125	-0,120	-0,164	0,219	0,466	0,964	-0,017	0,651	0,659	0,275	0,603	0,401	0,627	0,107	0,059	-0,515	0,078	0,294	0,306	-0,221	0,681	0,660
<i>Semicytherura rarecostata</i>	0,323	0,213	-0,016	-0,073	0,300	0,516	0,948	0,035	0,695	0,598	0,272	0,665	0,365	0,668	0,107	0,119	-0,496	0,160	0,273	0,337	-0,195	0,683	0,644
<i>Semicytherura simplex</i>	-0,512	-0,487	-0,320	-0,407	-0,472	-0,366	-0,073	-0,145	-0,271	-0,046	0,234	0,008	-0,121	-0,559	-0,639	-0,529	0,498	-0,244	0,417	0,495	0,414	-0,329	-0,122
<i>Urocythereis margaritifera</i>	-0,722	-0,868	-0,476	-0,664	-0,875	-0,880	-0,185	-0,499	-0,185	-0,148	-0,239	-0,229	-0,190	-0,677	-0,422	-0,702	0,752	-0,283	0,365	0,354	0,685	-0,346	-0,071
<i>Xestoleberis communis</i>	0,491	0,301	-0,012	0,004	0,417	0,624	0,857	0,069	0,707	0,635	0,251	0,689	0,487	0,781	0,202	0,245	-0,629	0,224	0,125	0,125	-0,213	0,716	0,619
<i>Xestoleberis dispar</i>	0,049	0,492	0,265	0,370	0,580	0,512	0,365	0,357	0,129	0,521	0,077	0,297	-0,022	0,282	0,017	0,628	-0,575	0,088	-0,008	0,102	-0,027	0,301	0,212
<i>Xestoleberis plana</i>	0,374	0,333	-0,003	0,057	0,522	0,506	0,005	-0,183	0,665	-0,138	0,361	0,277	0,474	0,702	0,062	0,375	0,008	0,971	0,192	-0,192	-0,151	0,640	0,483
<i>A. salina</i>	0,009	-0,482	-0,554	-0,604	-0,406	-0,183	0,281	-0,566	0,492	-0,082	0,447	-0,088	0,344	0,080	-0,137	-0,221	0,417	0,225	0,000	0,371	-0,098	0,478	0,649
<i>D. tertiolecta</i>	-0,293	-0,152	0,154	-0,046	-0,238	-0,154	0,439	-0,044	0,002	0,053	0,064	0,262	-0,269	-0,209	-0,624	-0,154	0,172	-0,296	0,371	0,000	0,293	0,006	0,163
<i>V. fischeri</i>	-0,651	-0,430	-0,038	-0,205	-0,398	-0,560	-0,136	-0,130	-0,120	0,128	-0,539	0,209	-0,274	-0,485	-0,451	-0,504	0,473	-0,219	-0,098	0,293	0,000	-0,452	-0,306
Batimetria	0,528	0,059	-0,381	-0,298	0,260	0,502	0,513	-0,445	0,755	0,266	0,518	0,221	0,783	0,843	0,045	0,282	-0,310	0,614	0,478	0,006	-0,452	0,000	0,922
Distanza dalla costa	0,416	-0,166	-0,488	-0,457	0,020	0,249	0,513	-0,563	0,671	0,288	0,418	0,094	0,765	0,677	-0,001	0,015	-0,106	0,459	0,649	0,163	-0,306	0,922	0,000
Taxa S	0,549	0,450	-0,045	0,097	0,668	0,775	0,409	-0,047	0,651	0,376	0,431	0,434	0,640	0,879	0,081	0,525	-0,514	0,684	0,145	-0,132	-0,320	0,831	0,660
Individuals	0,395	0,222	-0,216	-0,166	0,428	0,658	0,761	-0,106	0,750	0,569	0,505	0,584	0,628	0,799	0,024	0,260	-0,483	0,483	0,377	0,135	-0,261	0,869	0,792
Dominance D	-0,658	-0,778	-0,375	-0,559	-0,844	-0,840	-0,201	-0,275	-0,226	-0,156	-0,329	-0,117	-0,299	-0,713	-0,167	-0,742	0,631	-0,415	0,079	0,101	0,631	-0,557	-0,369
Shannon H	0,663	0,672	0,206	0,391	0,816	0,845	0,246	0,131	0,438	0,240	0,350	0,265	0,485	0,838	0,162	0,705	-0,610	0,589	-0,043	-0,196	-0,492	0,698	0,486
Equitability J	0,638	0,837	0,485	0,659	0,858	0,765	0,026	0,323	0,186	-0,029	0,187	-0,020	0,160	0,661	0,360	0,747	-0,540	0,453	-0,210	-0,294	-0,691	0,425	0,196

Tabella 4.15 - Analisi della correlazione di Pearson tra alcune specie di ostracodi per NI, caratteristiche dell'associazione, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici per i campioni a sabbie medie.

	Be	V	Cr	Mn	Fe	Co	Ni	Cu	Zn	Ag	Cd	Ba	Tl	Pb	As	Se	Al	IPA	A. sal	D. ter	V. fis	Batim.	Dist.
<i>Aurila convexa</i>	-0,110	0,623	0,455	0,591	0,693	0,466	-0,047	0,580	-0,235	0,398	-0,132	0,182	-0,235	0,050	-0,006	0,543	-0,494	0,036	-0,431	-0,171	0,107	-0,127	-0,262
<i>Carinocythereis whitei</i>	0,428	0,217	-0,178	-0,146	0,423	0,549	0,353	-0,269	0,845	0,080	0,484	0,423	0,626	0,827	0,088	0,279	-0,122	0,888	0,355	-0,071	-0,243	0,843	0,713
<i>Cistacythereis turbida</i>	0,352	0,182	-0,146	-0,084	0,373	0,386	-0,112	-0,319	0,635	-0,263	0,406	0,152	0,524	0,635	0,049	0,286	0,138	0,993	0,255	-0,255	-0,174	0,623	0,484
<i>Cytheretta subradiosa</i>	0,688	0,151	-0,233	-0,082	0,279	0,389	-0,122	-0,324	0,543	-0,302	0,516	-0,068	0,649	0,650	0,267	0,378	0,007	0,788	0,382	-0,332	-0,474	0,678	0,590
<i>Cytherois joachinoi</i>	0,218	0,102	-0,090	-0,147	0,165	0,411	0,985	0,058	0,548	0,698	0,230	0,606	0,299	0,511	0,092	0,028	-0,538	-0,074	0,255	0,357	-0,174	0,569	0,568
<i>Loxoconcha affinis</i>	0,308	0,354	-0,103	-0,015	0,582	0,697	0,604	0,034	0,682	0,594	0,379	0,582	0,523	0,749	0,091	0,372	-0,510	0,543	0,214	-0,049	-0,149	0,742	0,617
<i>Loxoconcha ovulata</i>	0,525	0,202	-0,209	-0,179	0,385	0,624	0,724	-0,209	0,850	0,431	0,451	0,545	0,691	0,898	0,119	0,216	-0,423	0,553	0,338	0,062	-0,342	0,919	0,815
<i>Loxoconcha rhomboidea</i>	0,366	0,179	-0,151	-0,175	0,327	0,561	0,863	-0,094	0,804	0,526	0,402	0,634	0,521	0,769	0,108	0,159	-0,436	0,392	0,355	0,213	-0,243	0,818	0,753
<i>Loxoconcha stellifera</i>	-0,019	0,578	0,377	0,529	0,640	0,484	0,098	0,597	-0,190	0,544	-0,113	0,216	-0,161	0,068	0,083	0,437	-0,564	-0,118	-0,335	-0,173	0,039	-0,115	-0,220
<i>Microcythere depressa</i>	-0,375	-0,109	-0,117	-0,098	-0,054	-0,006	-0,058	0,191	-0,395	0,189	0,289	0,130	-0,101	-0,409	-0,558	-0,212	0,111	-0,201	0,149	0,339	0,325	-0,305	-0,168
<i>Microcythere inflexa</i>	0,080	0,427	0,047	0,209	0,642	0,511	-0,166	0,107	0,227	0,143	0,218	0,163	0,255	0,394	0,010	0,508	-0,211	0,691	-0,076	-0,378	0,000	0,323	0,159
<i>Microcytherura fulva</i>	-0,222	0,322	0,236	0,293	0,217	0,147	-0,199	0,413	-0,452	-0,236	0,191	-0,298	-0,464	-0,234	0,212	0,472	-0,287	-0,063	-0,339	-0,256	-0,479	-0,219	-0,371
<i>Paracytheridea depressa</i>	0,352	0,150	-0,130	-0,158	0,248	0,509	0,948	-0,009	0,696	0,612	0,350	0,615	0,431	0,663	0,149	0,126	-0,519	0,146	0,338	0,274	-0,263	0,721	0,688
<i>Polycopsis quadridentata</i>	-0,584	-0,458	-0,240	-0,330	-0,482	-0,391	-0,068	-0,378	-0,101	-0,266	0,130	-0,140	-0,273	-0,466	-0,691	0,014	0,353	-0,143	0,355	0,497	0,243	-0,085	-0,102
<i>Pontocythere turbida</i>	0,784	0,220	-0,204	0,010	0,352	0,527	0,092	-0,257	0,301	0,179	0,263	-0,037	0,764	0,732	0,141	0,271	-0,474	0,309	-0,061	-0,391	-0,583	0,620	0,466
<i>Procytherideis retifera</i>	0,169	0,570	0,433	0,596	0,445	0,294	-0,240	0,702	-0,482	-0,061	0,048	-0,276	-0,389	-0,141	0,560	0,559	-0,439	-0,189	-0,352	-0,412	-0,461	-0,299	-0,372
<i>Sagmatocythere napoliana</i>	0,808	0,201	-0,206	-0,019	0,315	0,545	0,344	-0,210	0,404	0,348	0,263	0,098	0,755	0,760	0,194	0,259	-0,574	0,174	0,046	-0,253	-0,569	0,682	0,558
<i>Sahnicythere retroflexa</i>	-0,165	0,461	0,254	0,424	0,547	0,360	-0,114	0,508	-0,310	0,417	-0,074	0,063	-0,182	-0,060	0,035	0,474	-0,460	-0,031	-0,355	-0,284	0,095	-0,162	-0,261
<i>Semicytherura incongruens</i>	0,364	0,227	-0,143	-0,045	0,442	0,439	-0,141	-0,301	0,581	-0,181	0,372	0,136	0,565	0,660	0,020	0,321	0,054	0,978	0,167	-0,321	-0,176	0,622	0,463
<i>Semicytherura inversa</i>	0,300	0,134	-0,131	-0,173	0,242	0,489	0,950	-0,038	0,695	0,628	0,314	0,620	0,426	0,659	0,098	0,092	-0,497	0,157	0,318	0,296	-0,221	0,720	0,688
<i>Semicytherura rarecostata</i>	0,353	0,206	-0,076	-0,117	0,324	0,548	0,909	-0,029	0,762	0,559	0,339	0,657	0,447	0,731	0,109	0,146	-0,466	0,290	0,315	0,277	-0,221	0,759	0,705
<i>Semicytherura simplex</i>	-0,530	-0,549	-0,352	-0,455	-0,537	-0,426	-0,090	-0,150	-0,266	-0,049	0,193	0,053	-0,120	-0,589	-0,609	-0,589	0,524	-0,262	0,364	0,454	0,498	-0,376	-0,163
<i>Urocythereis margaritifera</i>	-0,639	-0,839	-0,474	-0,647	-0,840	-0,844	-0,199	-0,427	-0,201	-0,107	-0,235	-0,180	-0,135	-0,647	-0,333	-0,752	0,720	-0,284	0,305	0,273	0,699	-0,378	-0,083
<i>Xestoleberis communis</i>	0,391	0,259	-0,111	-0,100	0,425	0,634	0,843	-0,030	0,768	0,606	0,369	0,655	0,535	0,800	0,117	0,233	-0,534	0,388	0,262	0,144	-0,231	0,809	0,719
<i>Xestoleberis dispar</i>	0,217	0,478	0,111	0,242	0,625	0,630	0,424	0,257	0,328	0,535	0,263	0,361	0,225	0,490	0,108	0,608	-0,586	0,305	0,111	-0,009	-0,145	0,511	0,414
<i>Xestoleberis plana</i>	0,312	0,360	-0,046	0,052	0,584	0,567	0,042	-0,120	0,614	0,023	0,382	0,300	0,486	0,688	0,055	0,431	-0,113	0,933	0,160	-0,250	-0,137	0,643	0,477
<i>A. salina</i>	0,009	-0,482	-0,554	-0,604	-0,406	-0,183	0,281	-0,566	0,492	-0,082	0,447	-0,088	0,344	0,080	-0,137	-0,221	0,417	0,225	0,000	0,371	-0,098	0,478	0,649
<i>D. tertiolecta</i>	-0,293	-0,152	0,154	-0,046	-0,238	-0,154	0,439	-0,044	0,002	0,053	0,064	0,262	-0,269	-0,209	-0,624	-0,154	0,172	-0,296	0,371	0,000	0,293	0,006	0,163
<i>V. fischeri</i>	-0,651	-0,430	-0,038	-0,205	-0,398	-0,560	-0,136	-0,130	-0,120	0,128	-0,539	0,209	-0,274	-0,485	-0,451	-0,504	0,473	-0,219	-0,098	0,293	0,000	-0,452	-0,306
Batimetria	0,528	0,059	-0,381	-0,298	0,260	0,502	0,513	-0,445	0,755	0,266	0,518	0,221	0,783	0,843	0,045	0,282	-0,310	0,614	0,478	0,006	-0,452	0,000	0,922
Distanza dalla costa	0,416	-0,166	-0,488	-0,457	0,020	0,249	0,513	-0,563	0,671	0,288	0,418	0,094	0,765	0,677	-0,001	0,015	-0,106	0,459	0,649	0,163	-0,306	0,922	0,000
Taxa S	0,549	0,450	-0,045	0,097	0,668	0,775	0,409	-0,047	0,651	0,376	0,431	0,434	0,640	0,879	0,081	0,525	-0,514	0,684	0,145	-0,132	-0,320	0,831	0,660
Individuals	-0,082	-0,212	-0,461	-0,478	0,014	0,181	0,589	-0,218	0,514	0,631	0,307	0,490	0,475	0,331	-0,144	-0,121	-0,138	0,267	0,458	0,206	0,258	0,540	0,642
Dominance D	-0,723	-0,777	-0,344	-0,535	-0,858	-0,907	-0,287	-0,309	-0,317	-0,258	-0,331	-0,295	-0,373	-0,777	-0,186	-0,697	0,714	-0,387	0,150	0,161	0,582	-0,554	-0,321
Shannon H	0,719	0,669	0,191	0,377	0,808	0,877	0,312	0,142	0,479	0,286	0,356	0,323	0,522	0,873	0,188	0,659	-0,653	0,541	-0,053	-0,209	-0,524	0,701	0,475
Equitability J	0,753	0,786	0,361	0,552	0,851	0,881	0,225	0,285	0,325	0,170	0,292	0,218	0,359	0,789	0,269	0,695	-0,677	0,416	-0,179	-0,243	-0,650	0,543	0,293

Tabella 4.16 - Analisi della correlazione di Pearson tra alcune specie di ostracodi per NV, caratteristiche dell'associazione, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici per i campioni a sabbie medie.

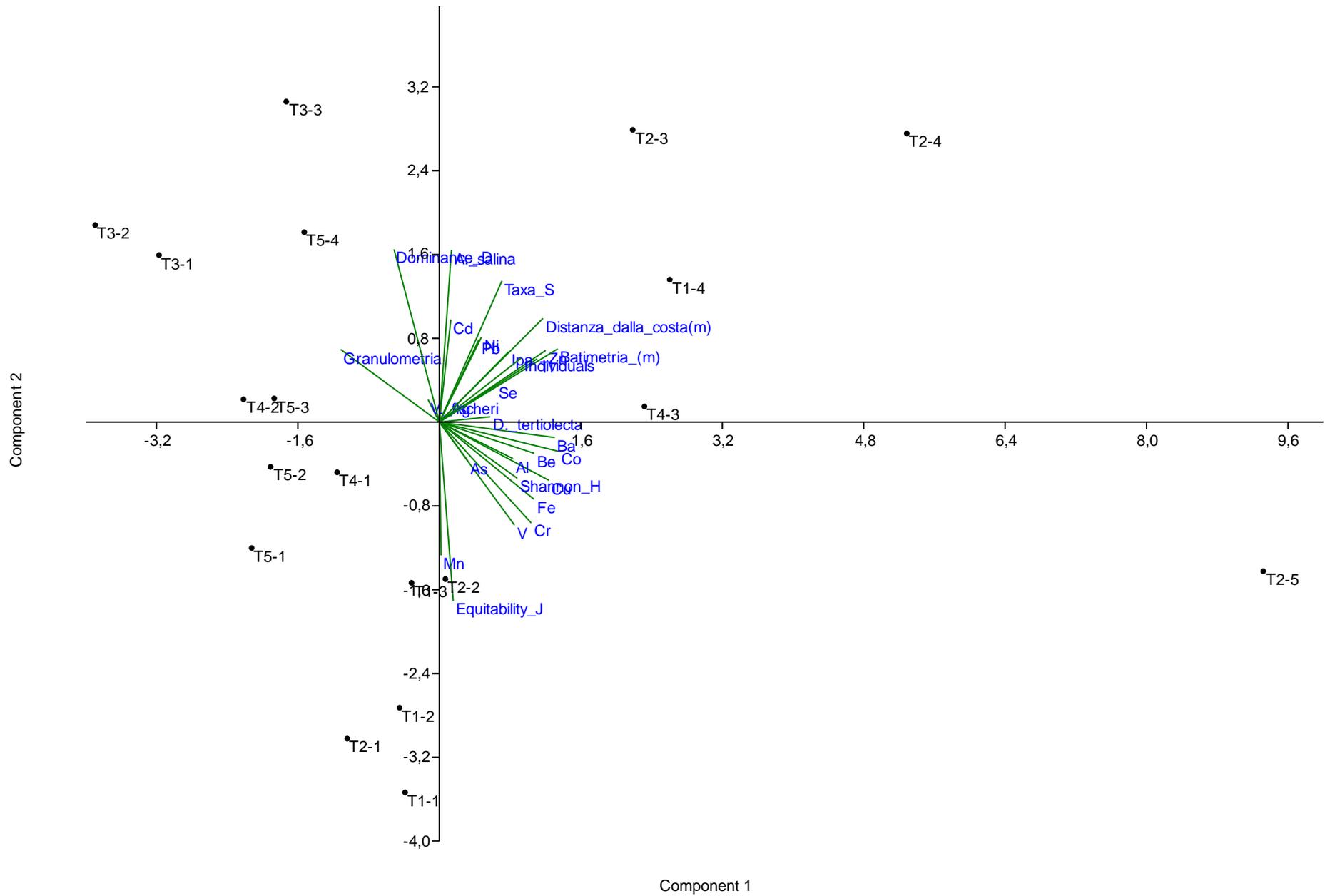


Figura 4.9 - Scatter plot per gli assi 1 e 2 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

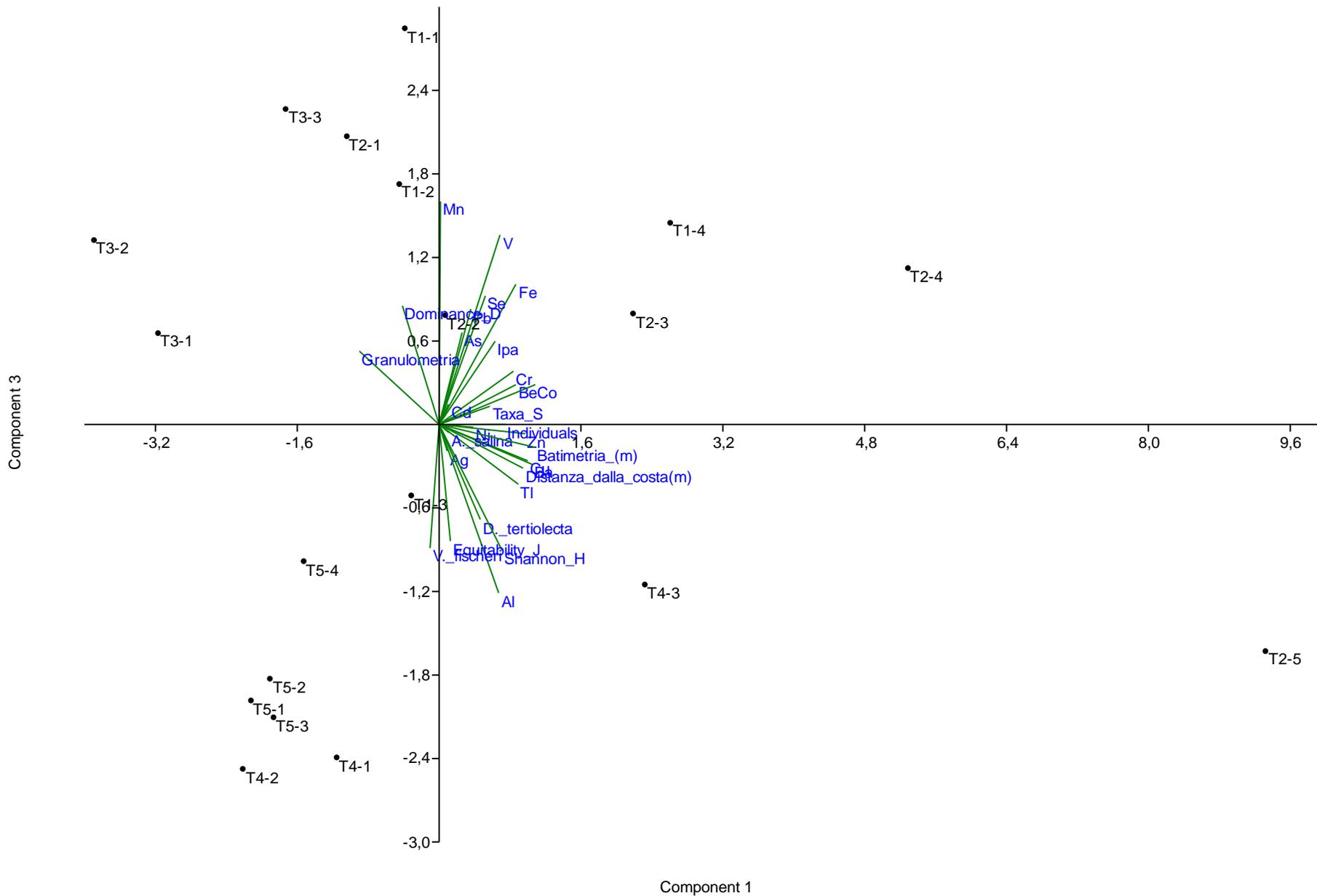


Figura 4.10 - Scatter plot per gli assi 1 e 3 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

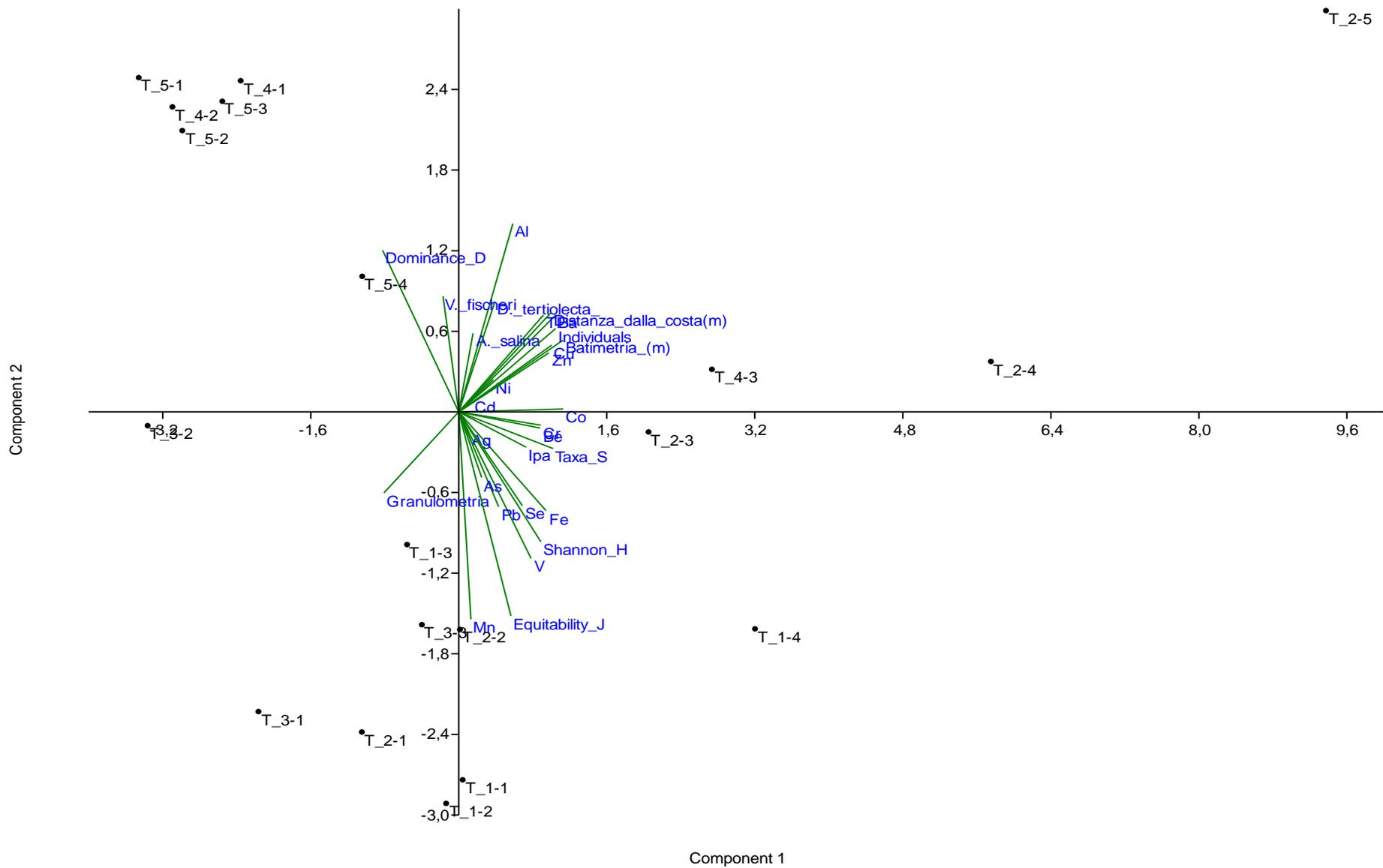


Figura 4.15 - Scatter plot per gli assi 1 e 2 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

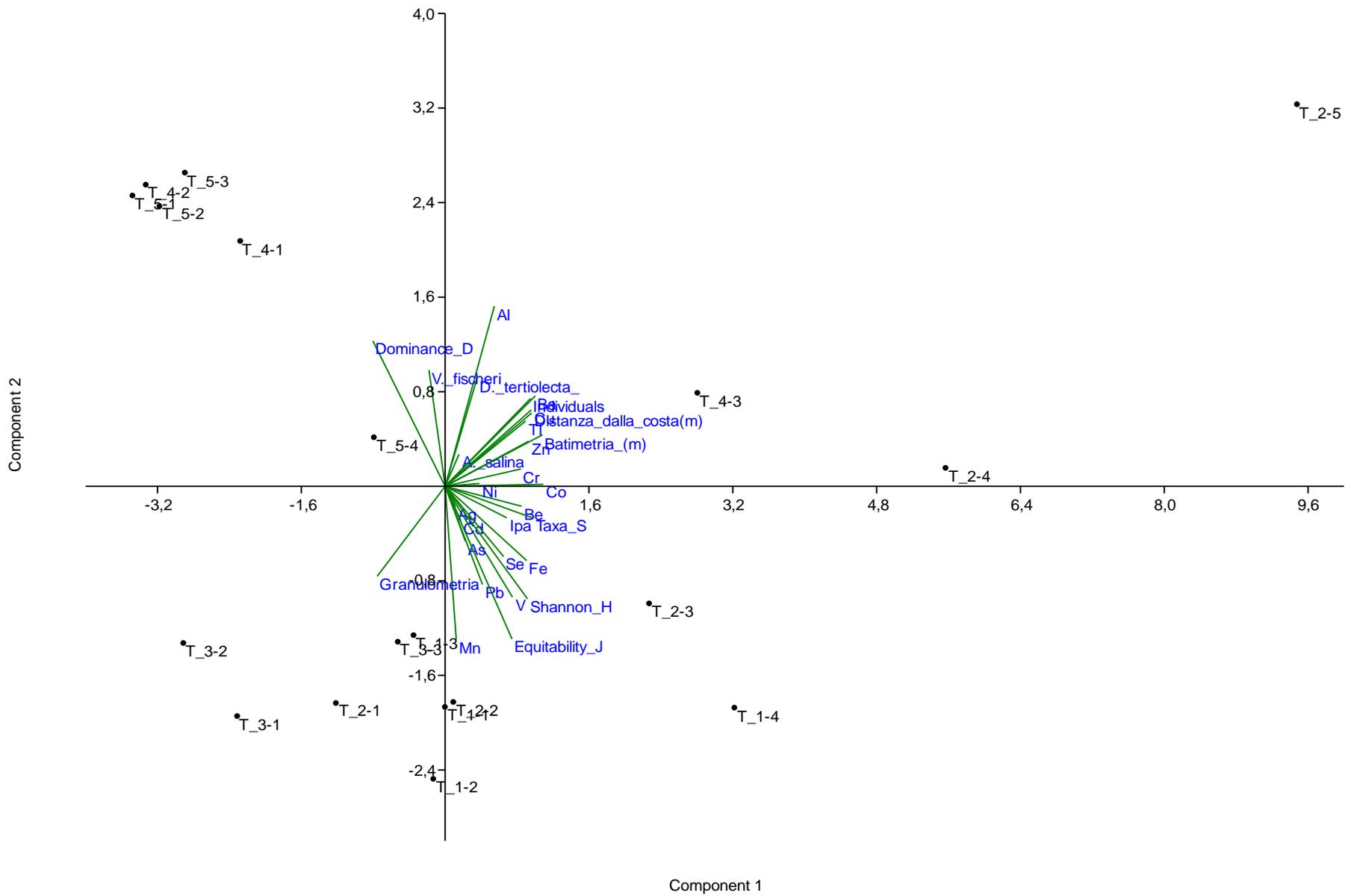


Figura 4.16 - Scatter plot per gli assi 1 e 2 della PCA per l'associazione a ostracodi per NV.

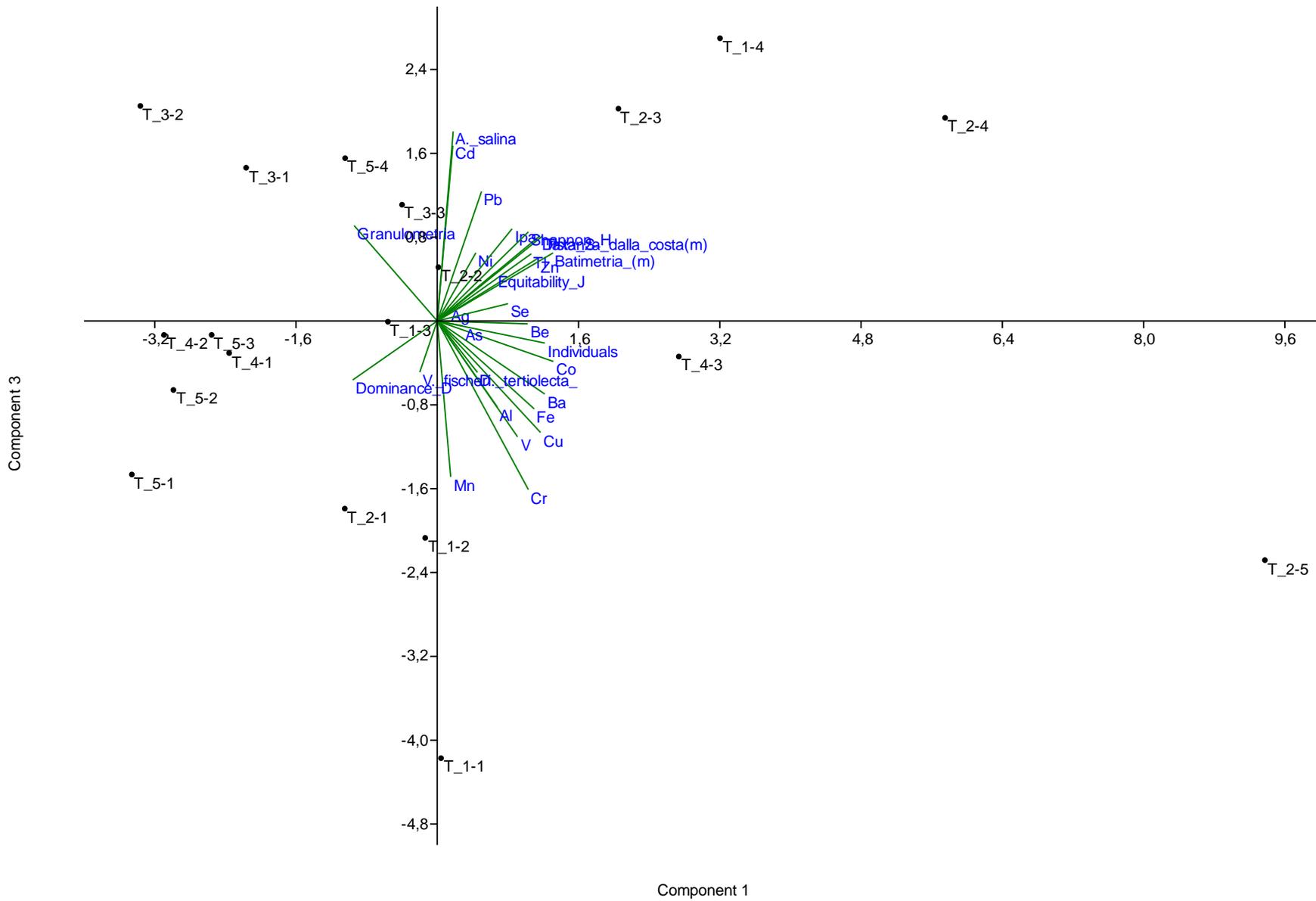


Figura 4.17 - Scatter plot per gli assi 1 e 3 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

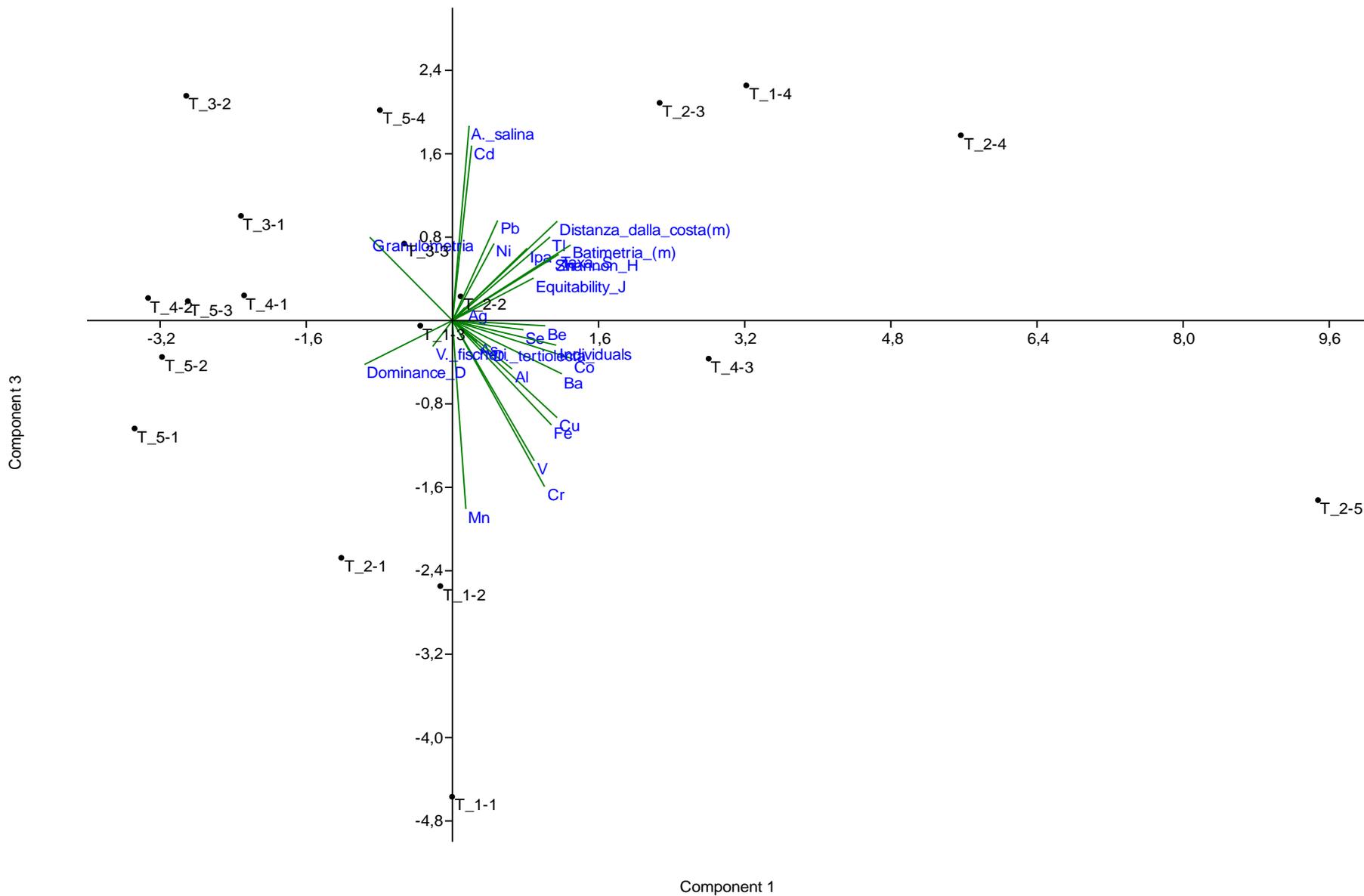


Figura 4.18 - Scatter plot per gli assi 1 e 3 della PCA per l'associazione a ostracodi per NV.

Capitolo 5: Torregaveta - Cuma

Il tratto costiero che va da Torregaveta a Cuma è la sezione meridionale del litorale Domitio-Flegreo, denominazione dell'area costiera tra Torregaveta e Baia Domizia (Fig. 5.1). Nonostante la bellezza delle spiagge e del paesaggio è un'area interessata da un forte degrado ambientale. Nel 1998, il litorale insieme all'area dell'Agro Aversano è stato incluso nei siti inquinati di interesse nazionale (S.I.N.) perché venissero avviate operazioni di bonifica, in quanto area interessata da vent'anni di sversamenti abusivi di rifiuti di vario genere. La costa è interessata particolarmente dalla ricezione delle acque del fiume Volturno, degli scarichi del depuratore di Cuma, spesso con evidenze di un non corretto funzionamento della struttura, e diversi canali di scolo di dubbia regolarità. Tra le fonti di contaminazione antropica ritroviamo: i fanghi derivanti dal trattamento delle acque luride urbane ed industriali o dagli allevamenti di bestiame con connesso accumulo di Al, Cr, Fe, Hg, Mn, Pb e con concentrazioni più ad alto rischio di Cd, Cu, Mo, Ni e Zn; fertilizzanti chimici che possono evidenziare elevate concentrazioni di As, B, Cd, Cu, Se, V e Zn; pesticidi inorganici che apportano accumulo nei suoli di Cu, Hg, Mn, Pb e Zn (uso intensivo negli anni 50 e 60); traffico veicolare che immette nell'ambiente Cd, Cr, Cu, Ni, Pb, Sb, Zn; attività industriali che immettono concentrazioni elevate, a seconda della tipologia di Cd, Cr, Cu, Hg, Pb, Ni, Sb e Zn (De Vivo, 1995). Inoltre degna di nota è la situazione portata all'attenzione delle cronache negli ultimi anni: l'elevata quantità di rifiuti speciali sversata illegalmente negli ultimi 30 anni e spesso occultata in discariche non autorizzate, solitamente in zone agricole, sponde fluviali o canali del bacino dei Regi Lagni, o in fosse lasciate da attività estrattive passate. L'incendio di tali accumuli provoca l'immissione in atmosfera con ricaduta nei suoli di enormi quantità di diossine e furani con conseguenti gravi danni alla vegetazione, la fauna e la salute umana (Lima et al., 2012).



Figura 5.1 - Area di studio: litorale da Torregaveta a Cuma.

5.1 - Area di studio

L'area di studio è costituita da un sottile cordone dunare litorale e una fascia più interna, parallela alla linea di riva, costituita da depositi alluvionali del Quaternario formati in gran parte da materiali vulcanici rimaneggiati. Ancora più internamente ritroviamo depositi alluvionali recenti. Dagli affioramenti visibili in superficie non è possibile distinguere i depositi alluvionali antichi da quelli recenti, anche a causa delle profonde trasformazioni e rimaneggiamenti che hanno subito i terreni più superficiali a seguito dei lavori di bonifica (Nicotera, 1959).

Il litorale comprende alcune zone che per caratteristiche geologiche sono molto differenti tra loro. Comporta una diversità morfologica tra l'area domitiana e flegrea. Quest'ultima è il risultato di un'alternanza di eventi vulcanici costruttivi e distruttivi e processi tettonici;

inoltre, variazioni nel tempo e nello spazio dei rapporti tra mare e terre emerse ha contribuito all'attuale assetto morfologico. La morfologia dell'area più centrale del litorale invece è fortemente condizionata dalla foce del fiume Volturno. Sorgenti naturali o geogeniche di elementi metallici potenzialmente tossici nell'area Domitio-Flegrea sono collegate maggiormente alle proprietà litologiche dei prodotti vulcanici dei Campi Flegrei, del Somma-Vesuvio e del Roccamonfina che condizionano fortemente la distribuzione delle concentrazioni di determinati elementi su tutto il territorio investigato (Lima et al., 2012).

In Fig. 5.2 viene riportata una sezione del foglio n. 183-184 della Carta geologica d'Italia dell'ISPRA, Istituto Superiore per la Protezione e la Ricerca Ambientale. Fanghi, limi di colmata (Bonifica Vicana) (La Marca, 1929) e argille lagunari interessano l'area retrostante la costa campionata.

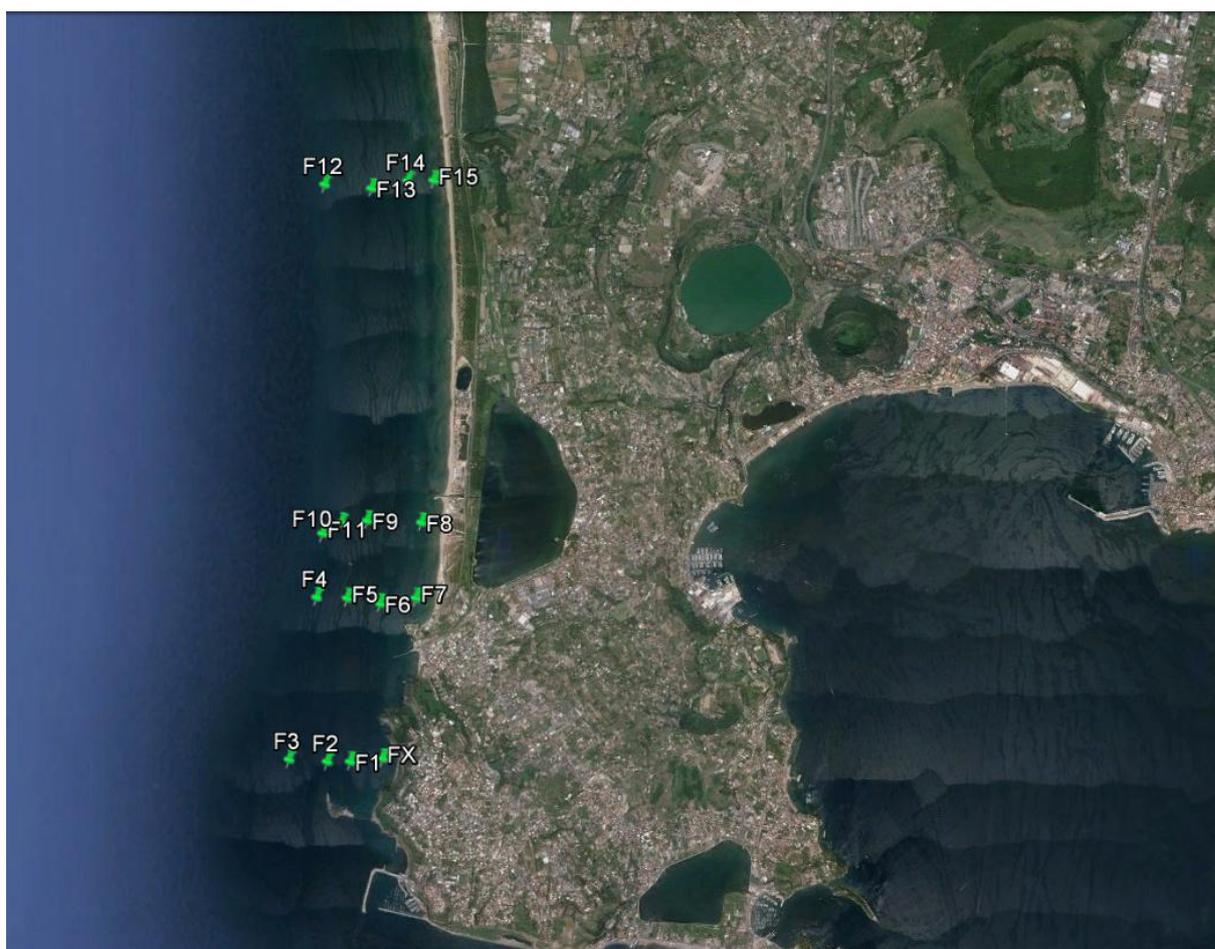


Figura 5.3 - Area di studio, transetti e punti campionati.

Durante la fase di campionamento, effettuata nel luglio 2011, sono stati prelevati 16 campioni di sedimenti marini lungo 4 transetti sul litorale da Torregaveta a Cuma (Fig. 5.3), con profondità compresa tra 3 e 13,5 metri e una distanza dalla costa compresa tra 128 e 1000 m (Tab. 5.1).

Campione	Latitudine	Longitudine	Profondità (m)	Distanza dalla costa (m)	Granulometria
FX	40° 48.270 N	14° 02.278 E	4	150	SM
F1	40° 48.121 N	14° 02.149 E	6,5	420	SM
F2	40° 48.121 N	14° 02.277 E	8,5	600	SF
F3	40° 48.131 N	14° 01.880 E	10	930	SF
F7	40° 48.874 N	14° 02.645 E	3	800	SM
F6	40° 48.848 N	14° 02.427 E	7,5	728	SM
F5	40° 48.873 N	14° 02.229 E	11	460	SM
F4	40° 48.877 N	14° 02.212 E	11	160	SM
F8	40° 49.221 N	14° 02.676 E	4,5	160	SM
F9	40° 49.218 N	14° 02.350 E	7	620	SM
F10	40° 49.055 N	14° 02.097 E	9	850	SM
F11	40° 49.321 N	14° 02.194 E	13,5	990	SF
F15	40° 50.795 N	14° 02.749 E	4	1000	SF
F14	40° 50.794 N	14° 02.592 E	5	650	SM
F13	40° 50.758 N	14° 02.374 E	8	350	SM
F12	40° 50.777 N	14° 02.091 E	13	128	SM

Tabella 5.1 - Coordinate, profondità, distanza dalla costa e granulometria dei campioni studiati. SF: sabbie fini; SM: sabbie medie.

5.2 - Analisi Chimiche

Per tutti i 16 campioni sono state determinate le concentrazioni di Al, As, Ag, Ba, Be, Cd, Co, Cr, Cu, Fe, Hg, Mn, Ni, Pb, Se, Tl, Zn, e V (Tab. 5.2) e dei 16 IPA (Idrocarburi Policiclici Aromatici) previsti dall'EPA (Environmental Protection Agency) (Tab. 5.3).

Le analisi chimiche mostrano concentrazioni più elevate nei sedimenti a granulometria fine per la maggior parte dei metalli. Be, V, Cr, Fe, Cu, Pb mostrano valori maggiori nei campioni F3 e F11; Al in F2, F8 e F12; Zn in F12. Il Se mostra i valori maggiori in F2 e F15, e ad eccezione dei campioni F3 ed F4 supera i valori soglia definiti dal d.lgs. 156/2006 per i suoli ad uso Verde pubblico, privato e residenziale. Cd e As superano i limiti fissati per i sedimenti marini dal D.M. 367/2003 rispettivamente in 12 e 6 campioni. I valori più alti di cadmio li presenta il campione F12 con 10,46 mg/kg e il campione F15 contiene la maggiore concentrazione di As con 14,69 mg/Kg.

	Naftalene	Acenaftilene
Fx	< 0,1	< 0,1
F1	< 0,1	< 0,1
F2	< 0,1	< 0,1
F3	< 0,1	1,08
F4	< 0,1	1,02
F5	< 0,1	1,06
F6	< 0,1	< 0,1
F7	< 0,1	< 0,1
F8	< 0,1	1,04
F9	< 0,1	0,97
F10	< 0,1	< 0,1
F11	0,23	< 0,1
F12	< 0,1	< 0,1
F13	< 0,1	< 0,1
F14	< 0,1	< 0,1
F15	< 0,1	< 0,1
D.M. 367/2003	0,035	n.p.

Tabella 5.3 - Valori della concentrazione totale degli IPA presenti misurati in mg/kg. Confronto con i valori soglia per i sedimenti marini secondo il D.M. 367/2003.

Nella Tab. 5.4 vengono riportati i valori dei metalli ed elementi in traccia analizzati da Lima et al. (2012) per suoli del Litorale Domizio-Flegreo e Agro Aversano, per un utile confronto con i range di concentrazioni presenti sul territorio.

L'area non presenta una forte presenza di idrocarburi. I campioni F3, F4, F5, F8 e F9 presentano simili concentrazioni di acenaftilene; il campione F11 contiene 0,23 mg/kg di naftalene superando la soglia limite di 0,035 fissata dal D.M. 367/2003 per i sedimenti marini.

Elementi	Siti ad uso verde pubblico, privato e residenziale (mg/kg) D.Lgs152/2006	Siti ad uso commerciale e industriale (mg/kg) D.L.gs152/2006	Lima et al. 2012 (mg/kg)
Arsenico	20	50	2,6 - 64,89
Berillio	2	10	0,3 - 11,5
Cadmio	2	15	0,01 - 2,7
Cobalto	20	250	2,0 - 34
Cromo	150	800	1 - 104
Mercurio	1	5	0,005 - 2,03
Piombo	100	1000	6 - 781
Rame	120	600	3 - 677
Nichel	120	500	1,0 - 87
Selenio	3	15	0,05 - 2
Stagno	1	350	0 - 63
Tallio	1	10	0,11 - 3,62
Vanadio	90	250	20 - 144
Zinco	150	1500	25 - 418
Alluminio			0,61 - 8,27%
Ferro			0,6 - 3,34%
Argento			0,002-6,39
Bario			23 - 1563
Manganese			203 - 3494

Tabella 5.4 - Valori dei soglia fissati dal D. Lgs. 152/2006 per i suoli ad uso verde pubblico, privato e residenziale e i suoli ad uso commerciale e industriale e i range delle concentrazioni di metalli ed elementi in traccia riscontrati nei suoli del Litorale Domizio-Flegreo e Agro Aversano (Lima et al., 2012).

5.3 - Analisi ecotossicologiche

Il test di tossicità con *V. fischeri* mostra valori di tossicità da bassi a nulli sia a 5 che 15 minuti per tutti i campioni, ad eccezione di FX che presenta un elevato grado di biostimolazione (Fig. 5.4).

I risultati ottenuti per il test con *A. salina* sono riportati in Fig. 5.5. La maggior parte dei campioni mostra bassi valori di tossicità sia dopo 24h che 48h di esposizione all'elutriato contaminato. I campioni F4, F13 F14 presentano una moderata tossicità dopo 48h.

Il test di tossicità cronica con *D. tertiolecta* mostra valori da moderati ad elevati per la maggior parte dei campioni. I campioni con il minor grado di tossicità sono i più lontani dalla costa: F2, F3, F10, F11 e F12; il più alto grado di tossicità si riscontra in FX, F1, tutti i campioni del secondo transetto (F4-F7) e F15 (Fig. 5.6).

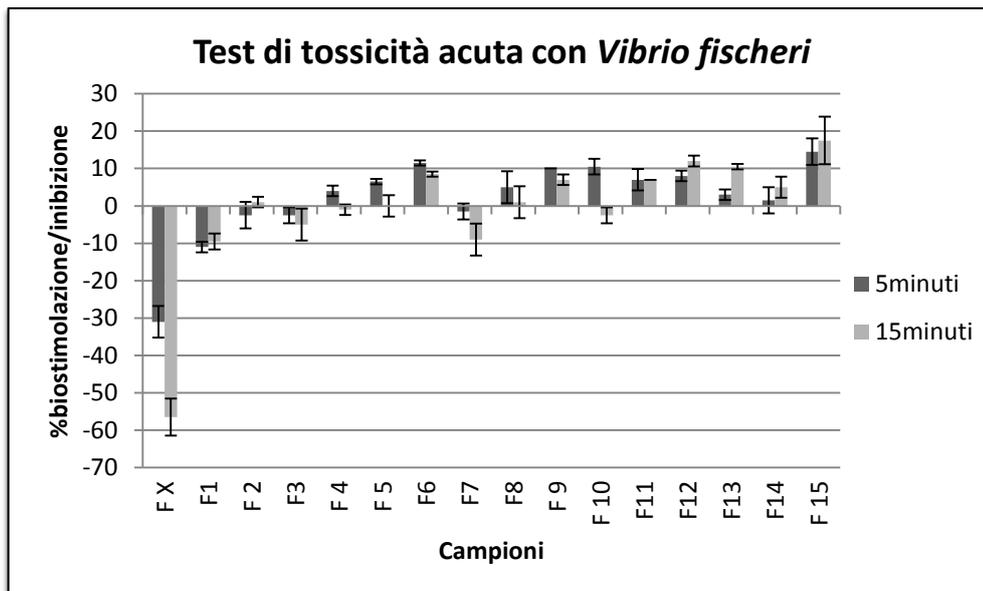


Figura 5.4 - Risultati del saggio ecotossicologico con *V. fischeri*.

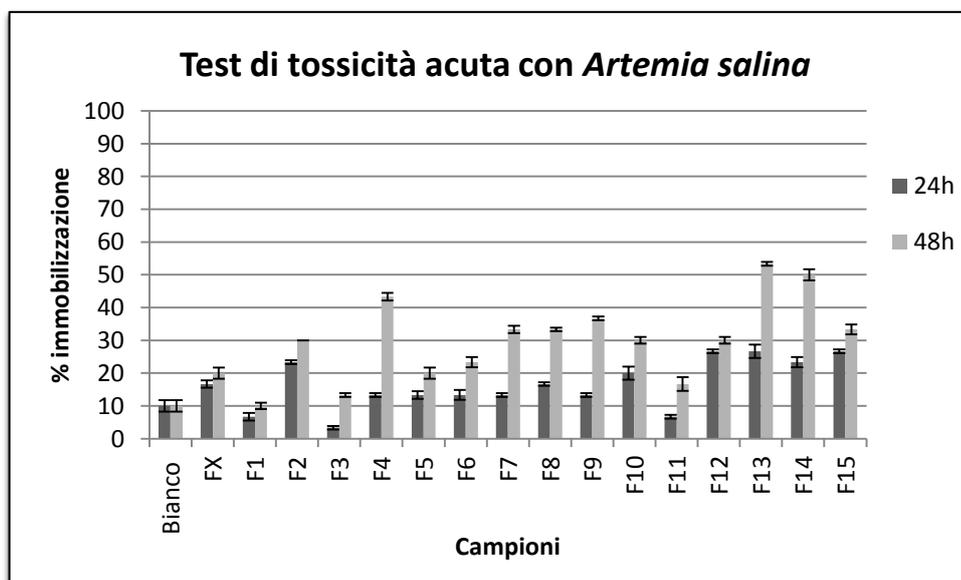


Figura 5.5 - Risultati del saggio ecotossicologico con *A. salina*.

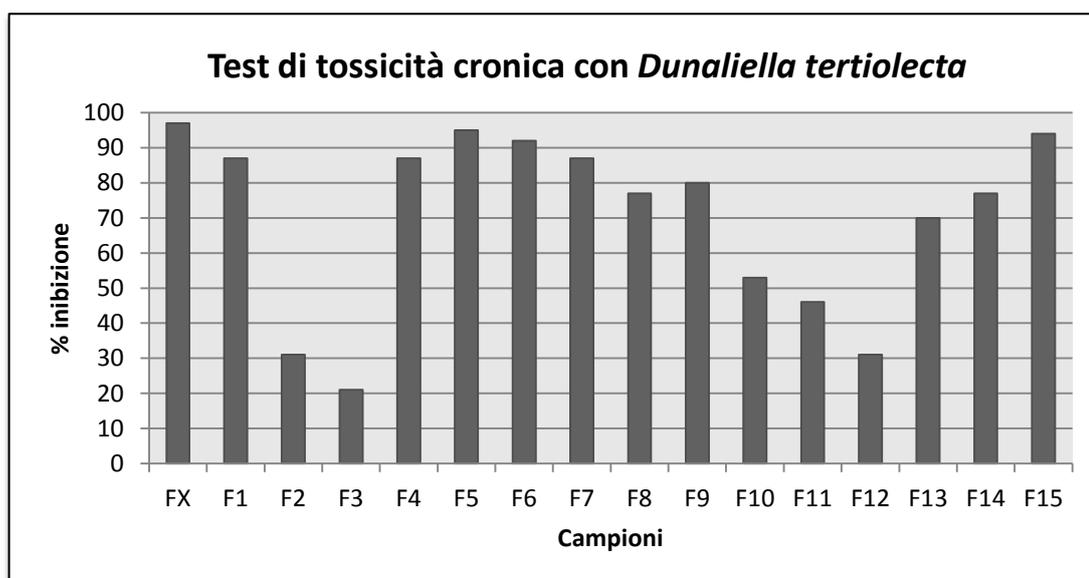


Figura 5.6 - Risultati del saggio ecotossicologico con *D. tertiolecta*.

5.4 - Analisi ecologiche

- Foraminiferi bentonici

L'associazione a foraminiferi è composta da 153 specie, di cui 56 considerate alloctone: alcune specie sono tipiche del circalitorale e batiale, altre sono rimaneggiate da sedimenti plio-pleistocenici: *B. aenariensis*, *N. ovicula*, *S. monilis*, *T. bradyi*).

L'associazione autoctona è composta da 97 specie, ripartite in 47 generi. La distribuzione quantitativa è riportata nella Tab. 5.5, mentre la Tab. 5.6 si riferisce alle specie alloctone.

Il genere maggiormente rappresentato è *Elphidium* (14 specie) seguito da *Quinqueloculina* (10 specie), *Adelosina*, *Bolivina*, *Miolinella*, *Rosalina* e *Triloculina* (5 specie). Le specie più abbondanti sono *Quinqueloculina lata* (10514 individui), *Ammonia parkinsoniana* (6268 individui), *Ammonia tepida* (5246), *Quinqueloculina pygmaea* (4100). Specie comuni, in ordine decrescente: *Criboelphidium cuvillieri* (1958 individui), *Quinqueloculina seminulum* (1434), *Triloculina trigonula* (1272) e *Ammonia beccarii* (1202).

L'associazione a foraminiferi bentonici mostra una moderata variabilità sia nell'abbondanza che nella diversità. Nella Tab. 5.7 vengono riportati anche i valori degli indici di dominanza diversità (Indice di Shannon) ed equitabilità. L'abbondanza si riferisce al numero di individui uniformati a 100g di sedimento secco; il campione più abbondante è F7 con 6336 individui, fino ad un minimo di 636 per il campione F15 e 692 individui per il campione F14. Il numero di specie va da un minimo di 35 specie per il campione F6 ad un massimo di 51 per i campioni F2 e F3. I valori di dominanza e di equitabilità non mostrano forti variazioni e distinzione tra i campioni. Mostrano una dominanza maggiore i campioni F3, F4, F7 e F14 (0,11), mentre i valori più alti di equitabilità li presentano i campioni F5, F6 e F9 (0,80) nonostante siano campioni con un basso numero di specie. Il valore minimo di dominanza è espresso dal campione F7 (0,74) seguito da F2 e F13 (0,75). Il campioni più diversificati in base all'indice di Shannon sono FX, F3 e F8 (2,98), i valori più bassi per F14 (2,77) e F14 (2,78). I campioni con una maggiore presenza di specie alloctone presentano anche diversi individui per il quale non è stata possibile la determinazione, a causa di un pessimo stato di conservazione (F2, F7, F9, F10 e F11).

Campioni	N°specie foraminiferi	N° d'individui x 100g	Dominanza	Diversità di Shannon	Equitabilità
FX	46	2368	0,09	2,98	0,78
F1	40	2064	0,09	2,89	0,78
F2	51	6096	0,10	2,95	0,75
F3	51	6016	0,11	2,98	0,76
F4	43	1360	0,11	2,91	0,77
F5	38	1936	0,09	2,92	0,80
F6	35	1752	0,09	2,85	0,80
F7	47	6336	0,11	2,84	0,74
F8	47	3144	0,10	2,98	0,77
F9	37	2288	0,09	2,89	0,80
F10	37	3728	0,11	2,79	0,77
F11	46	6160	0,09	2,97	0,78
F12	47	3048	0,09	2,95	0,77
F13	41	1488	0,10	2,78	0,75
F14	37	692	0,11	2,77	0,77
F15	40	636	0,09	2,92	0,79

Tabella 5.7 - Valori di abbondanza e diversità semplice dell'associazione di foraminiferi bentonici, indice di dominanza, di Shannon e di equitabilità

La Cluster analysis (Fig. 5.7) effettuata per i dati di abbondanza delle specie autoctone mostra una distinzione netta per i campioni F14 e F15 (gruppo "F1"), separati per una bassissima abbondanza e scarsa diversità. Il gruppo 2 è suddiviso a sua volta in "F2a" e "F2b". Il primo separato ancora in "F2a1" che comprende i campioni con un basso numero di specie e moderata abbondanza e "F2a2" che separa i Campioni FX e F1, i più vicini alla costa del primo transetto, e con gli stessi valori di dominanza, equitabilità e simile composizione specifica. Il gruppo "F2b" comprende i campioni F2, F3, F7 e F11 che sono i più abbondanti e presentano una diversità maggiore.

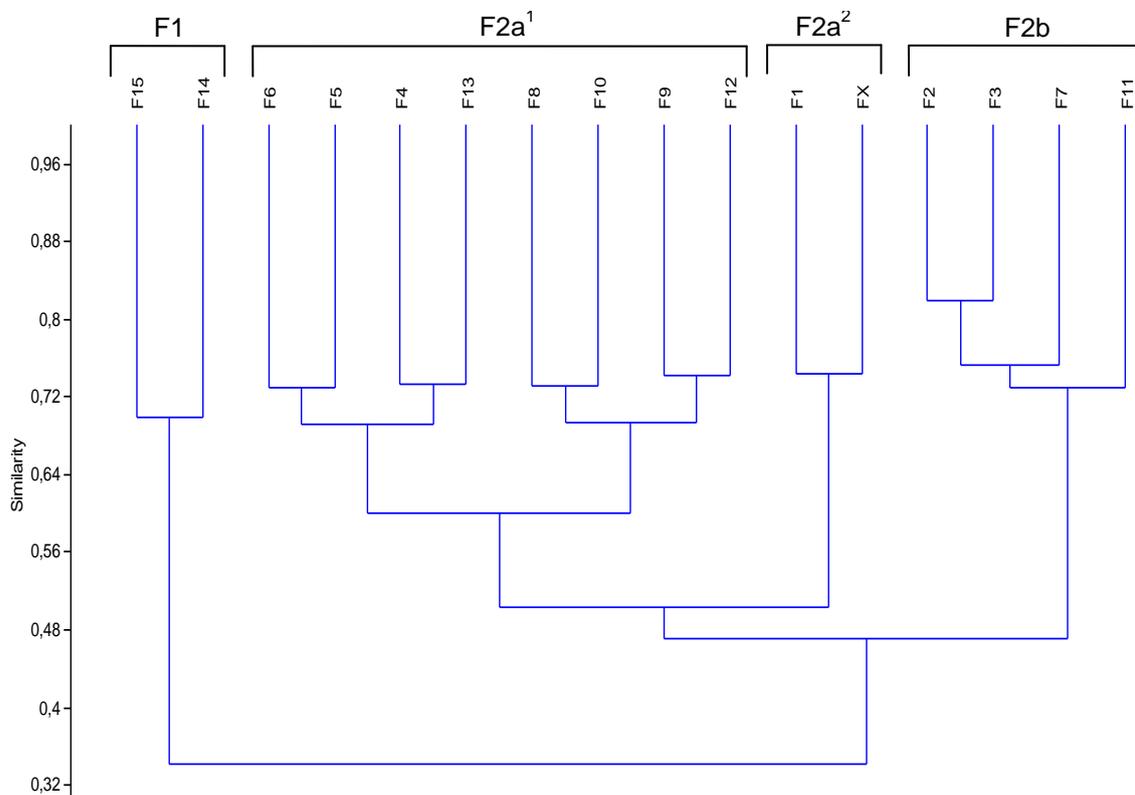


Figura 5.7 - Cluster per l'associazione a foraminiferi bentonici.

- Ostracodi

L'associazione a ostracodi è composta da 89 specie, delle quali 16 da ritenersi alloctone; tra queste, 10 sono specie che vivono in ambienti differenti da quello esaminato (specie dulcicole) e 6 probabilmente rimaneggiate da sedimenti plio - pleistocenici.

L'associazione autoctona include 73 specie, in 39 generi; 7 sono state classificate come affini a specie note, 2 da confrontare con specie note e una lasciata in nomenclatura aperta per scarsità di materiale. La distribuzione quantitativa è riportata nelle Tab. 5.8 (NI) e Tab. 5.9 (NV), mentre nella Tab. 5.10 vengono riportate le specie alloctone.

L'ostracofauna è caratterizzata dai generi *Semicytherura* (7 specie), *Leptocythere* e *Xestoleberis* (5 specie). Le specie dominanti sono: *Pontocythere turbida* [469 NI (numero minimo di individui), 1969 NV (numero di valve)], *Semicytherura sulcata* (408 NI, 786 NV) e *Semicytherura incongruens* (392NI, 1033 NV); specie comuni: *Palmoconcha turbida* (163 NI, 677 NV), *Leptocythere macella* (135 NI, 244 NV), *Neocytherideis muelleri* (116 NV, 256 NI), *Leptocythere crepidula* (108 NV, 201 NI).

I massimi valori di abbondanza e diversità si riscontrano nel campione F3 e F2: il primo con un'abbondanza di 436 NI, 1484 NV e il secondo con 392 NI e 1330 NV, entrambi con una diversità semplice di 42 specie. Il campione con il valore più elevato di diversità (SI) sia per il numero di individui che per il numero di valve è F3 [2,83 (NI); 2,71 (NV)]. I campioni F14 e F15 presentano i valori più bassi: il primo per numero di specie (10) e indice di diversità [1,89 (NI); 1,79 (NV)], F15 per numero di individui [10 (NI); 27 (NV)]. I valori di dominanza più alti sono rappresentati da FX e F1 con 0,25 (NI) e rispettivamente 0,30 e 0,31 (NV) poiché la specie *Pontocythere turbida* rappresenta circa il 50% del campione. Il valore più alto di equitabilità è 0,94 (NI), 0,89 (NV) per F15, il più basso 0,64 (NI) per F12 e 0,62 (NV) per F1. *Urocythereis margaritifera*, che ben si adatta ai fondali sabbiosi, non è presente nei campioni a sabbie medie F14 ed F15 che mostrano un'associazione molto povera (Tab. 5.11).

Campioni	N° specie ostracodi	Abbondanza ostracodi NI x 100gi	Abbondanza ostracodi NV x 100g	Dominanza NI	Diversità di Shannon NI	Equitabilità NI	Dominanza NV	Diversità di Shannon NV	Equitabilità NV
FX	22	106	208	0,25	2,10	0,68	0,30	1,96	0,63
F1	21	127	285	0,25	2,05	0,67	0,31	1,88	0,62
F2	42	392,5	1330	0,11	2,76	0,74	0,13	2,61	0,70
F3	42	436,5	1484	0,10	2,83	0,76	0,11	2,71	0,72
F4	26	70	215	0,08	2,80	0,86	0,14	2,47	0,76
F5	13	32	73	0,17	2,07	0,81	0,19	1,98	0,77
F6	19	46	101	0,13	2,43	0,82	0,18	2,24	0,76
F7	31	322,5	892	0,12	2,60	0,76	0,17	2,40	0,70
F8	23	90	235	0,14	2,44	0,78	0,14	2,39	0,76
F9	15	57,5	142	0,11	2,39	0,88	0,13	2,35	0,87
F10	16	96	238	0,13	2,34	0,84	0,17	2,11	0,76
F11	32	375	1004	0,14	2,49	0,72	0,14	2,44	0,70
F12	28	146	448	0,24	2,12	0,64	0,22	2,11	0,63
F13	17	45	102	0,11	2,48	0,87	0,13	2,37	0,84
F14	10	22,5	43	0,21	1,89	0,82	0,22	1,79	0,78
F15	11	10,5	27	0,12	2,25	0,94	0,15	2,13	0,89

Tabella 5.11 - Valori di abbondanza e diversità semplice dell'associazione a ostracodi, indice di dominanza, di Shannon e di equitabilità.

La Cluster analysis per NI (Fig. 5.9) distingue il campione F15 da tutti gli altri (gruppo “Oi1”) per una particolare povertà del numero di individui e bassa diversità e un gruppo 2 suddiviso a sua volta in più gruppi. I campioni F4, F5, F6, F9, F13, F14 inclusi nel gruppo “Oi2b1” hanno una simile composizione specifica, batimetria e distanza dalla costa; differenze maggiori per F14 per la minore diversità. Il gruppo “Oi2b2” comprende i campioni F8, F10 e F12 con simili valori di abbondanza e diversità. Il gruppo “2a” è caratterizzato da campioni più ricchi sia in numero di specie che diversità; si differenziano maggiormente dal resto del gruppo i campioni FX e F1 che presentano più elevati valori di dominanza.

Per la Cluster analysis per in numero di valve (NV) (Fig. 5.10) invece si riconosce un primo gruppo che comprende i campioni a media e bassa diversità suddiviso in “Ov1a1” e “Ov1a2” distinti principalmente per valori diversi di abbondanza. Il campione F15, molto povero in abbondanza e numero di specie è distaccato in “Ov1”. Il gruppo “Ov2” comprende F2, F3, F7 e F11 campioni più ricchi è diversificati, tre dei quali sono a granulometria fine.

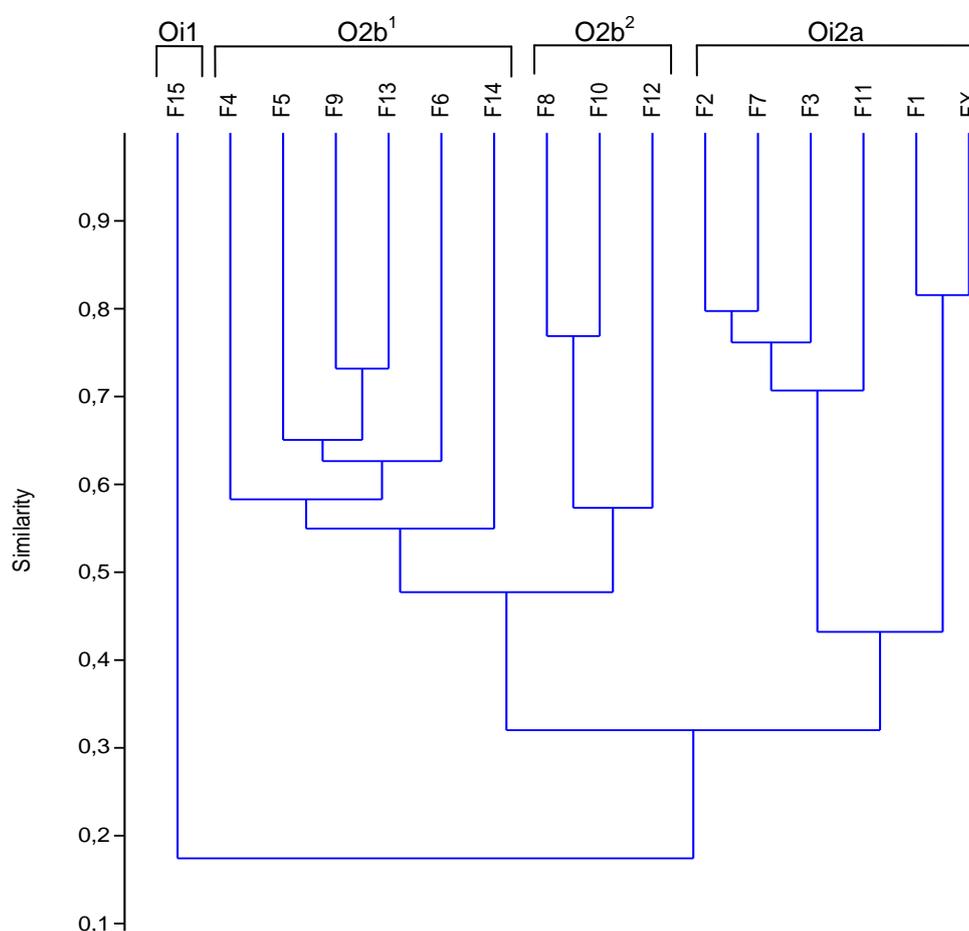


Figura 5.9 - Cluster per l'associazione a ostracodi per NI.

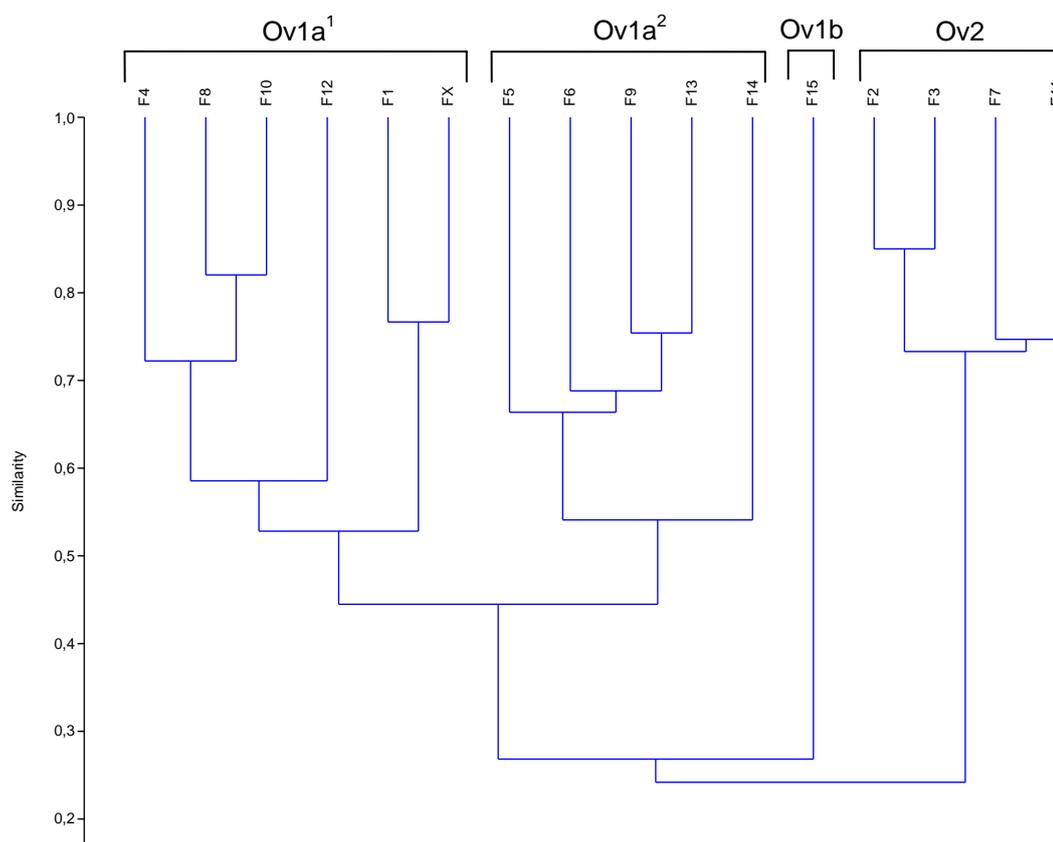


Figura 5.10 - Cluster per l'associazione a ostracodi per NV.

Le associazioni rivenute, sia a foraminiferi bentonici che a ostracodi, sono caratterizzate da una forte presenza di specie alloctone. Mentre le specie autoctone sono caratteristiche dell'ambiente marino infralittorale, le forme alloctone sono in genere caratteristiche di acque continentali (per quanto riguarda gli ostracodi) e vanno considerate come forme trasportate da corsi d'acqua oppure specie estinte e/o di ambiente marino circalittorale/batiale, incompatibile con la batimetria dei campioni in oggetto. Queste specie vanno considerate come forme fossili derivanti dal rimaneggiamento di sabbie e limi di colmata presumibilmente usati per la Bonifica Vicana realizzata negli anni venti (Fig. 5.2) e di conseguenza non sono state incluse nelle analisi ecologiche e statistiche.

In Tab. 5.12 viene riportato il rapporto tra il numero di individui di foraminiferi e ostracodi, sia per il numero di individui (NI) che per il numero totale delle valve (NV). I valori più alti si osservano per i campioni F15 ed F5, dove la diversità per l'associazione a ostracodi è particolarmente bassa e in particolare il campione F15 è il più vicino alla costa nell'area antistante ad uno scarico. I valori del rapporto più basso si riscontrano nei campioni più distanti dalla costa e a maggior profondità come F2, F3, F11 e F13. Valori molto alti del rapporto fra foraminiferi e ostracodi sono caratteristici di condizione di stress ambientale, fatta eccezione per il fattore salinità per il quale gli ostracodi si dimostrano nel loro complesso più tolleranti a forti variazioni.

Campioni	Rapporto F/O NI	Rapporto F/O NV
FX	22,34	11,38
F1	16,25	7,24
F2	15,53	4,58
F3	13,78	4,05
F4	19,43	6,33
F5	60,50	26,52
F6	38,09	17,35
F7	19,65	7,10
F8	34,93	13,38
F9	39,79	16,11
F10	38,83	15,66
F11	16,43	6,14
F12	20,88	6,80
F13	33,07	14,59
F14	30,76	16,09
F15	60,57	23,56

Tabella 5.12 - Rapporto tra il numero di individui delle associazioni a foraminiferi e ostracodi per NI e NV.

5.5 - Analisi statistiche e discussione dei dati

L'analisi di correlazione di Pearson è stata effettuata sui dati delle associazioni (numero di specie, abbondanza, indici di dominanza, diversità di Shannon ed equitabilità), l'abbondanza delle specie con una percentuale relativa maggiore del 5% almeno in un campione, le concentrazioni degli elementi in traccia e degli IPA, i parametri batimetrici, granulometrici e di distanza dalla costa.

Per l'associazione a foraminiferi bentonici (Tab. 5.13) delle 8 specie considerate, 6 mostrano correlazioni con diversi metalli ed elementi in traccia. In particolare *Quinqueloculina pygmaea* correla positivamente con V, Cr, Cu, Ba, Tl, Pb e Al; lo stesso per *Criboelphidium cuvillieri* ad eccezione di Cr e Cu. *Quinqueloculina lata* e *Ammonia parkinsoniana* correlano positivamente con 4 metalli. L'indice di Shannon anticorrela con Mn e Ag e positivamente con Be e Tl. Diversi metalli ed elementi in traccia correlano positivamente con profondità e distanza dalla costa e anticorrela con i valori granulometrici, ciò potrebbe spiegare le correlazioni positive in alcuni casi per il numero di specie e di individui. La tossicità rilevata con il test *A. salina* mostra anticorrelazioni con l'abbondanza e la diversità di Shannon; mentre per il test con *D. tertiolecta* ci sono anticorrelazioni con numero di specie e di individui.

Per l'associazione a ostracodi (NI, Tab. 5.14) sono state considerate 17 specie; solo 3 non presentano correlazioni significative con IPA ed elementi in traccia; tra cui *Loxoconcha affinis*, che però anticorrela con la tossicità rilevata da *A. salina* e *D. tertiolecta*. Le specie che presentano un maggior numero di correlazioni positive con metalli ed elementi in traccia sono *Carinocythereis whitei*, *Leptocythere macella*, *Semicytherura incongruens*, *Urocythereis margaritifera* e *Xestoleberis communis*. I metalli con maggior correlazioni sono V, Cr, Ba, Tl e Pb, correlati fortemente anche a batimetria, distanza dalla costa e granulometria, e al numero di individui e di specie. Il Pb anticorrela con i valori di equitabilità. Il numero di individui anti correla con i test per *A. salina* e *D. tertiolecta*, e per quest'ultimo anche il numero di specie. Il valore di dominanza correla positivamente con il test con *Vibrio fischeri*.

Per la matrice con l'associazione a NV (Tab. 5.15) ci sono risultati molto simili, ma con un numero di correlazioni positive maggiore, in particolare per Fe e Cu.

La PCA è stata effettuata sulla stessa matrice di dati utilizzata per l'analisi di correlazione di Pearson; per l'associazione a foraminiferi i primi tre assi spiegano circa il 66% della varianza totale (Tab. 5.16)

PC	Eigenvalue	% Varianza
1	11,4968	39,644
2	4,46085	15,382
3	3,07102	10,59
4	2,35801	8,1311
5	1,72855	5,9605
6	1,20921	4,1697
7	1,07481	3,7062
8	0,782878	2,6996
9	0,732648	2,5264
10	0,603515	2,0811
11	0,547337	1,8874
12	0,364846	1,2581
13	0,228943	0,78946
14	0,211074	0,72784
15	0,129499	0,44655

Tabella 5.16 - Eigenvalue e percentuale di varianza della PCA per l'associazione a foraminiferi.

Nelle Fig. 5.12 viene riportato lo scatter plot degli assi 1-2 e in Fig. 5.13 e Fig.5.14 i valori di loadings che indicano le variabili che pesano maggiormente nella distribuzione dei campioni rispetto agli assi. L'asse 1 è spiegato maggiormente dalla granulometria e dalla concentrazione dei diversi elementi in traccia, in particolare Pb, Ba e Cu, seguiti da Fe, V e Cr. Invece l'asse 2 è spiegato maggiormente dalla concentrazione di Mn e Ag e dall'indice di Shannon e dominanza. I campioni a granulometria fine F2, F3, F11 e F12 sono posizionati nei quadranti positivi dell'asse 1, hanno una concentrazione abbastanza elevata di alcuni metalli e sono tra i campioni più distanti dalla costa. F15 invece ha valori opposti per queste variabili e un bassissimo numero di individui ed anche l'analisi dei cluster (Fig. 5.15) lo distingue maggiormente dagli altri campioni ("Ftd1"). Il gruppo "Ftd2a" è composto dai campioni F3 e F11 appena descritti e F9, F13 e F14 che hanno valori relativamente alti per alcuni metalli e sono accomunati da un basso numero di specie. "Ftd2b¹" è rappresentato solo da F7: è il campione con minore batimetria e più bassa equitabilità. I restanti campioni sono inclusi nel gruppo "Ftd2b²" e, in gran parte, presentano valori intermedi per le variabili considerate. Per lo scatter plot per gli assi 1-3 (Fig. 5.16) i campioni si distribuiscono lungo l'asse 3 soprattutto secondo le variabili spiegate dai valori di loadings in Fig. 5.17: valori dell'indice di equitabilità, concentrazione di Se e IPA, ma anche numero di individui e di specie. Difatti i campioni F5, F6 e F9 si ritrovano nei quadranti positivi per l'asse 3 avendo i più alti valori di equitabilità.

ASSE 1

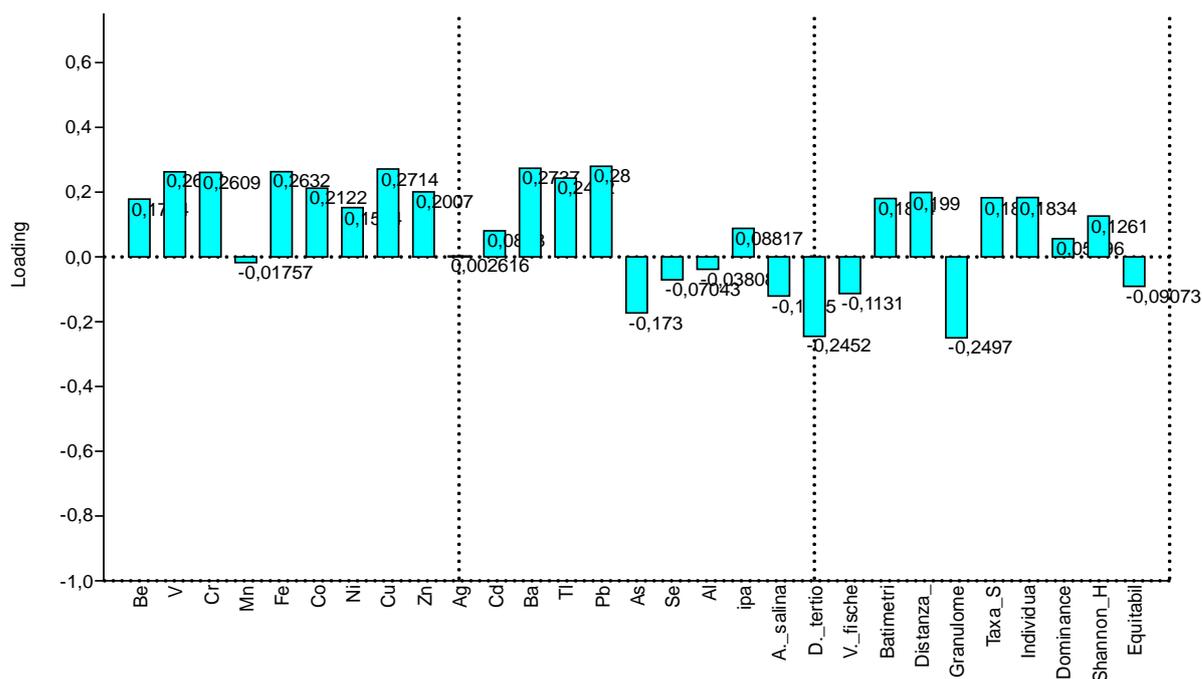


Figura 5.13 - Valori di loadings per l'asse 1 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

ASSE 2

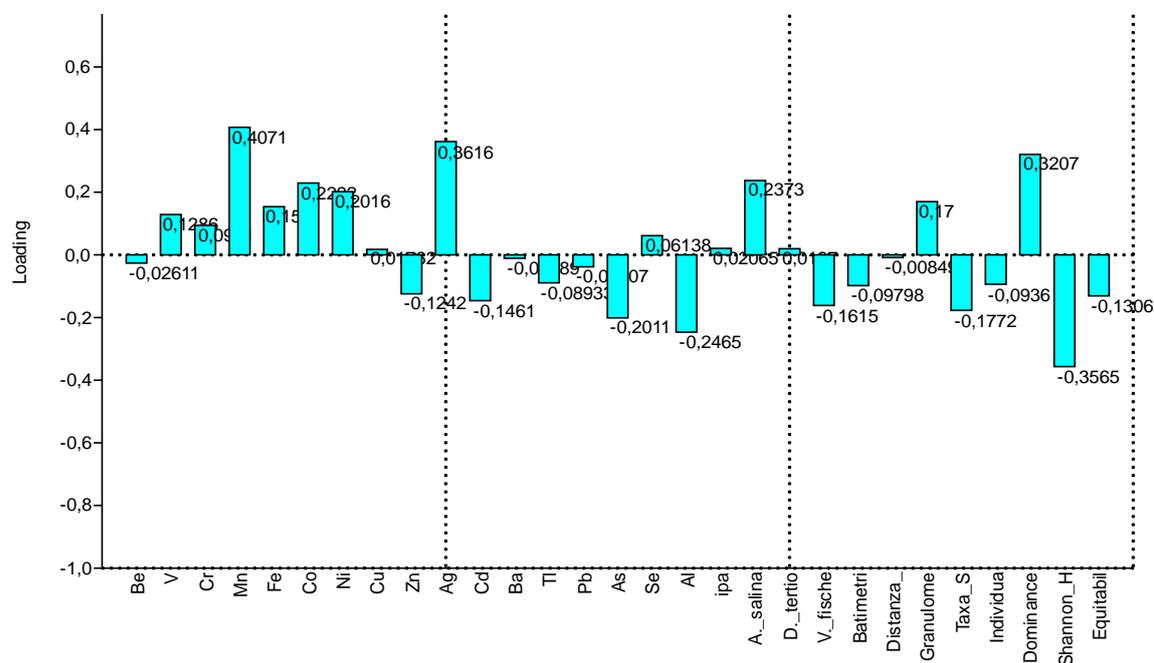


Figura 5.14 - Valori di loadings per l'asse 2 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

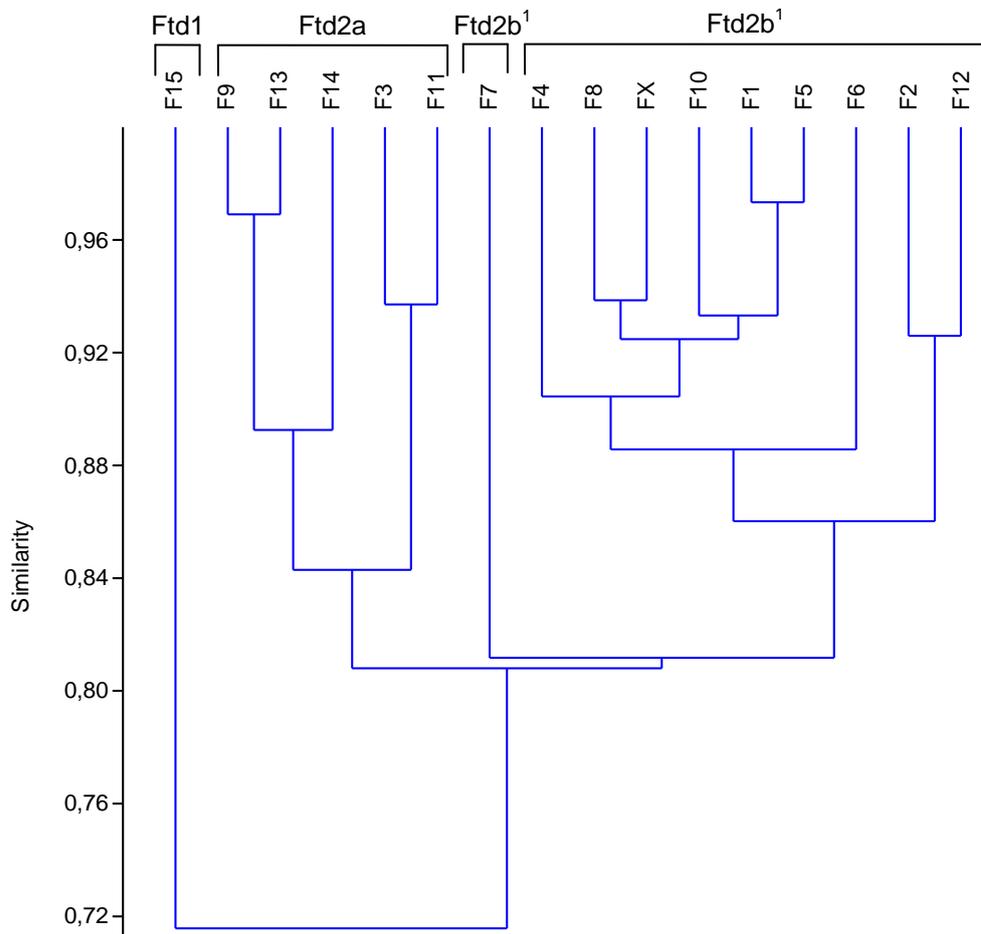


Figura 5.15 - Cluster dei campioni secondo le informazioni dell'associazione a foraminiferi, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici.

ASSE 3

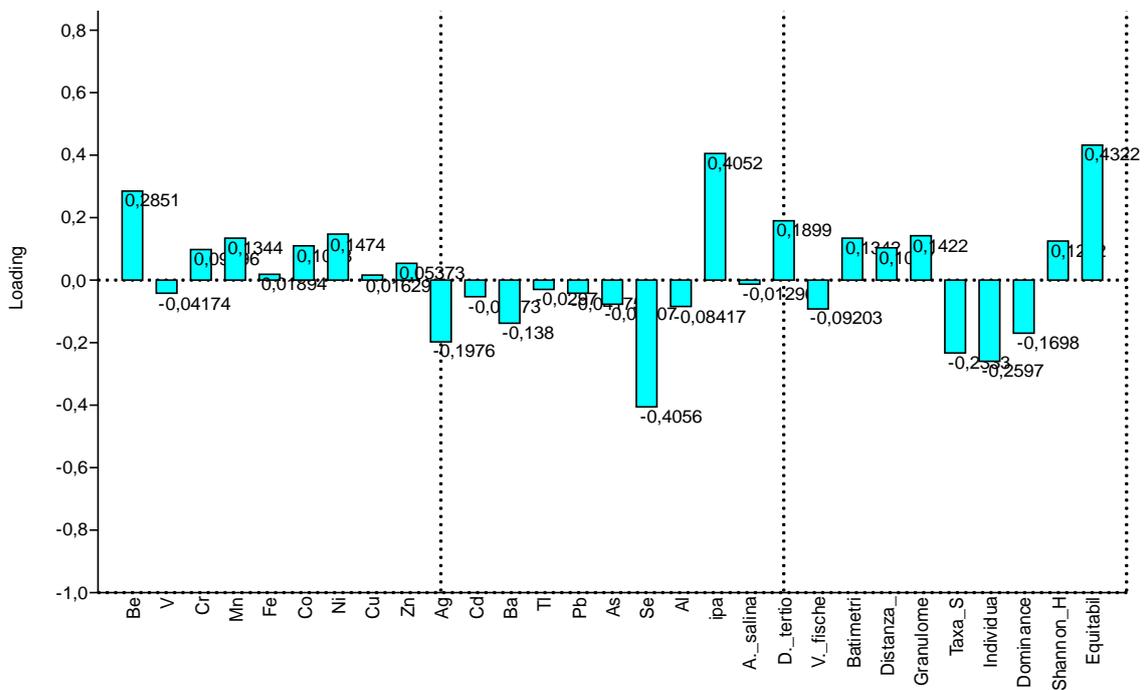


Figura 5.17 - Valori di loadings per l'asse 3 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

La PCA per l'associazione a ostracodi è stata effettuata sia per NI che per NV; nelle Tab. 5.17 e Tab. 5.18 vengono riportati i valori di Eigenvalue e della varianza degli assi principali, e in entrambi i casi i primi tre assi spiegano circa il 65% della varianza totale.

PC	Eigenvalue	% varianza
1	12,0326	41,492
2	4,07525	14,053
3	2,8368	9,7821
4	2,15068	7,4161
5	1,95991	6,7583
6	1,31041	4,5187
7	1,06951	3,688
8	1,00698	3,4723
9	0,670404	2,3117
10	0,527713	1,8197
11	0,469532	1,6191
12	0,308835	1,0649
13	0,232632	0,80218
14	0,197088	0,67961
15	0,151613	0,5228

Tabella 5.17 - Eigenvalue e percentuale di varianza della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

PC	Eigenvalue	% varianza
1	12,0326	41,492
2	4,07525	14,053
3	2,8368	9,7821
4	2,15068	7,4161
5	1,95991	6,7583
6	1,31041	4,5187
7	1,06951	3,688
8	1,00698	3,4723
9	0,670404	2,3117
10	0,527713	1,8197
11	0,469532	1,6191
12	0,308835	1,0649
13	0,232632	0,80218
14	0,197088	0,67961
15	0,151613	0,5228

Tabella 5.18 - Eigenvalue e percentuale di varianza della PCA per l'associazione a ostracodi per NV.

Nelle Fig. 5.18 e Fig. 5.19 i valori dei loadings e in Fig 5.20 lo scatter plot per gli assi 1-2 per NI. I campioni si distribuiscono lungo l'asse 1 soprattutto in base alla variabile granulometria e alla concentrazione di Pb, Ba e Cu seguiti da V, Cr e Co; per l'asse 2 invece le variabili con peso maggiore sono le concentrazioni di Mn, Ni, Ag, Al e l'equitabilità. I campioni a granulometria fine F2, F3, F11 e F12 sono nei quadranti positivi per l'asse 1, F3 che ha una concentrazione di metalli superiore si ritrova più distante dagli altri campioni e insieme ai

campioni F11 e F14, con concentrazioni di alcuni metalli relativamente elevate, fa parte del gruppo “Oitd2b” per la Cluster analysis per NI (Fig. 5.21). I campioni F7 e F15, gruppo “Oitd1”, entrambi posizionati nel quadrante 3 con medesima posizione rispetto all’asse 2, sono tra i più superficiali e vicini alla costa. “Oitd2a1” comprende i campioni posizionati nei quadranti negativi rispetto all’asse 1 e con valori intermedi per le variabili importanti per l’asse 2. Il gruppo “Oitd2a2” comprende campioni con simile concentrazione in metalli ma suddivise ulteriormente F2 e F12 a granulometria più fine e più diversificati e F9 e F13 con un basso numero di specie. Per lo scatter plot sugli assi 1-3 (Fig. 5.22) i campioni si distribuiscono sull’asse 3 (Fig. 5.23) soprattutto per i valori di dominanza e diversità di Shannon e le concentrazioni di Mn, Co e IPA. Infatti i campioni F3, F4 con i maggiori valori per l’indice di Shannon sono situati nei quadranti negativi per l’asse 3, in quelli positivi, per la maggiore dominanza, ritroviamo FX, F1 e F14.

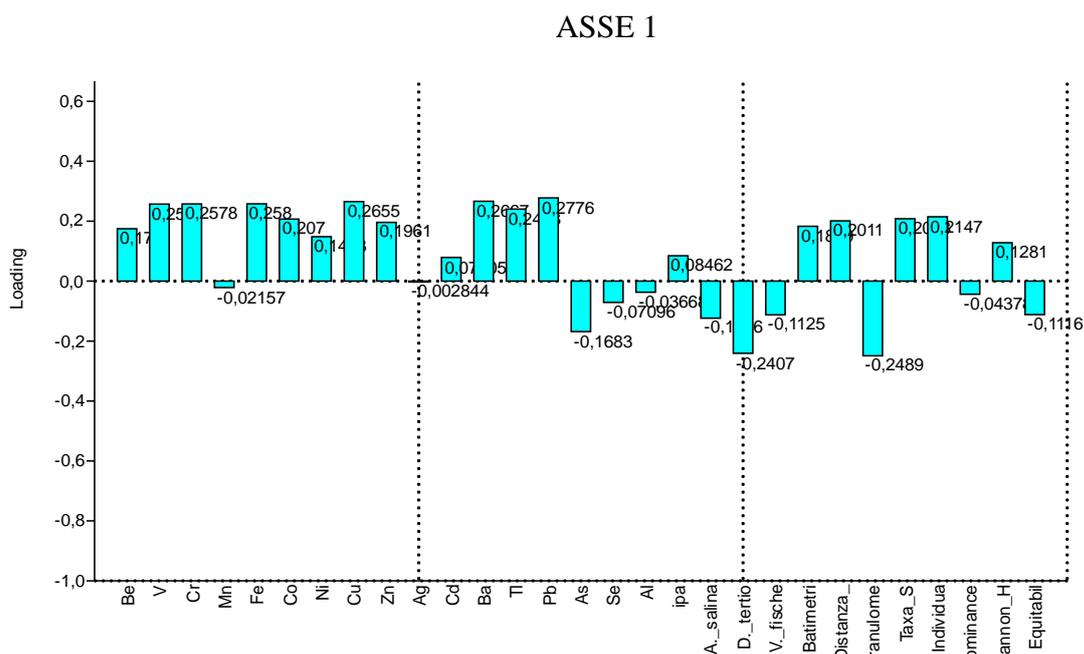


Figura 5.18 - Valori di loadings per l’asse 1 della PCA per l’associazione a ostracodi per NI.

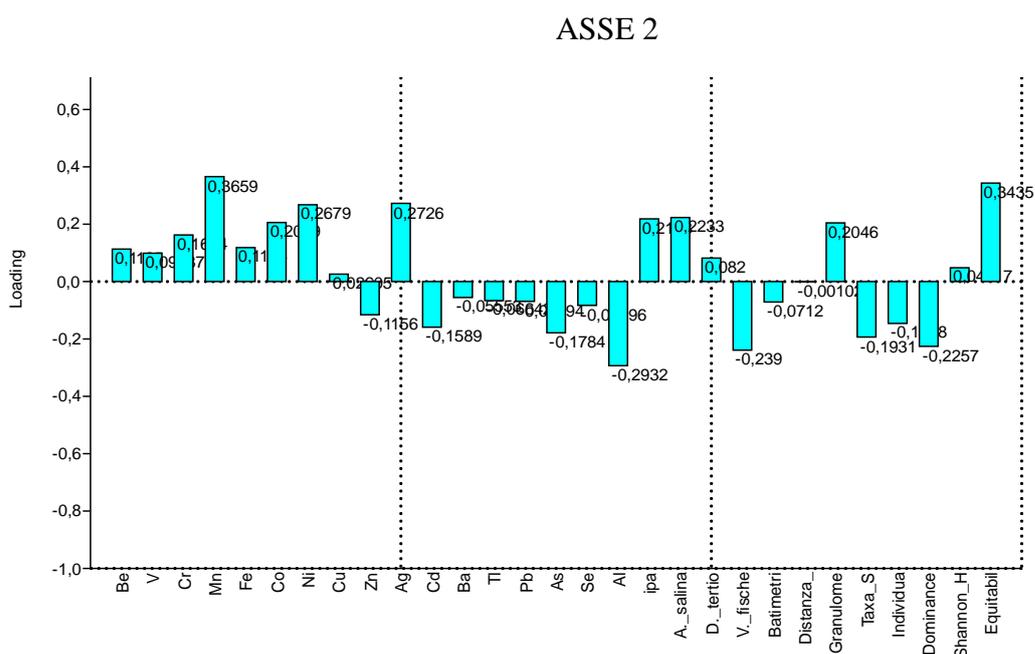


Figura 5.19 - Valori di loadings per l’asse 2 della PCA per l’associazione a ostracodi per NI.

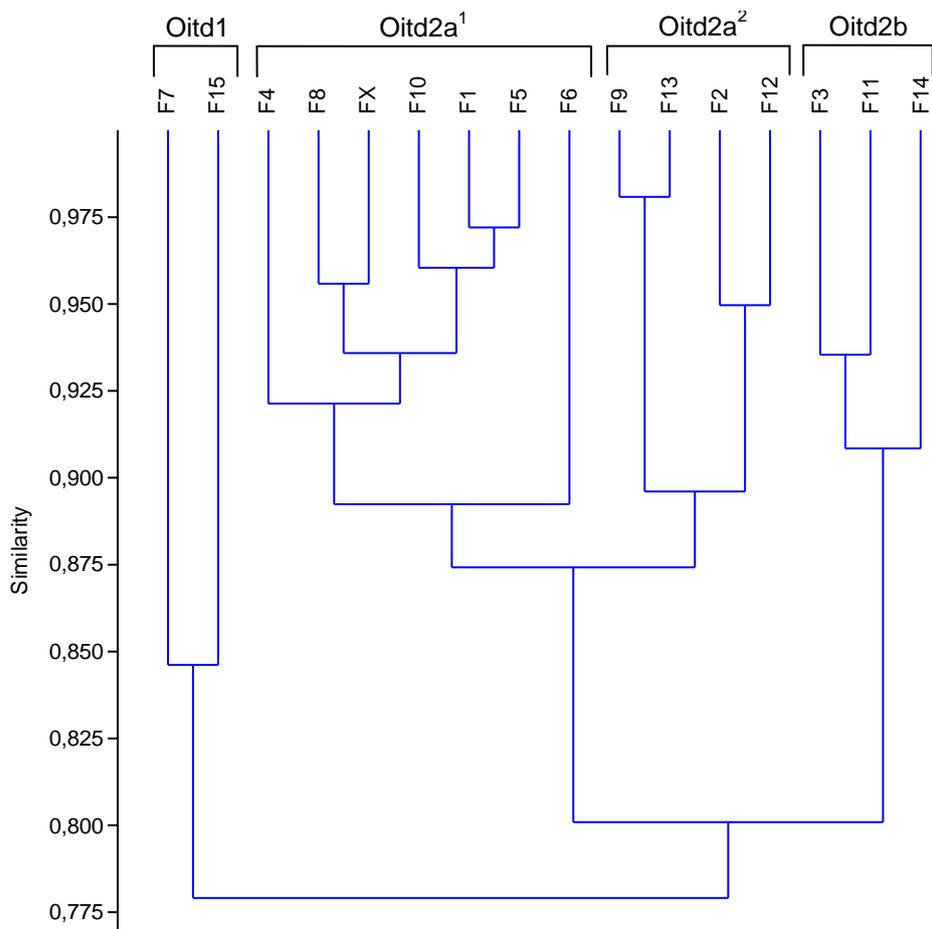


Figura 5.21 - Cluster dei campioni secondo le informazioni dell'associazione a ostracodi per NI, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici.

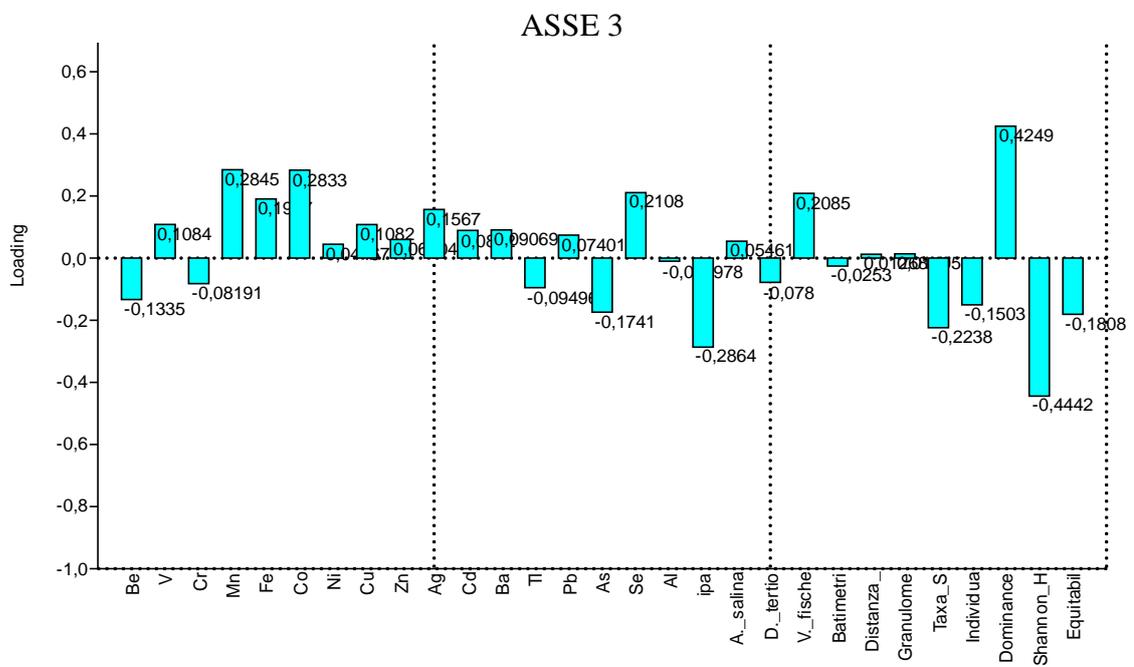


Figura 5.23 - Valori di loadings per l'asse 3 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

Per quanto riguarda la PCA (Loadings; Fig. 5.24, Fig. 5.25, Fig 5.26 e Scatter plot: Fig. 5.27, Fig. 5.28) e la Cluster Analysis(Fig. 5.29) per NV i risultati non mostrano differenze rilevanti. Piccole variazioni per la posizione del campione F12 in PCA 1-2 e dei campioni F4, F5, F7 e F8 in PCA 1-3, mentre la suddivisione dei cluster è diversa per alcuni raggruppamenti.

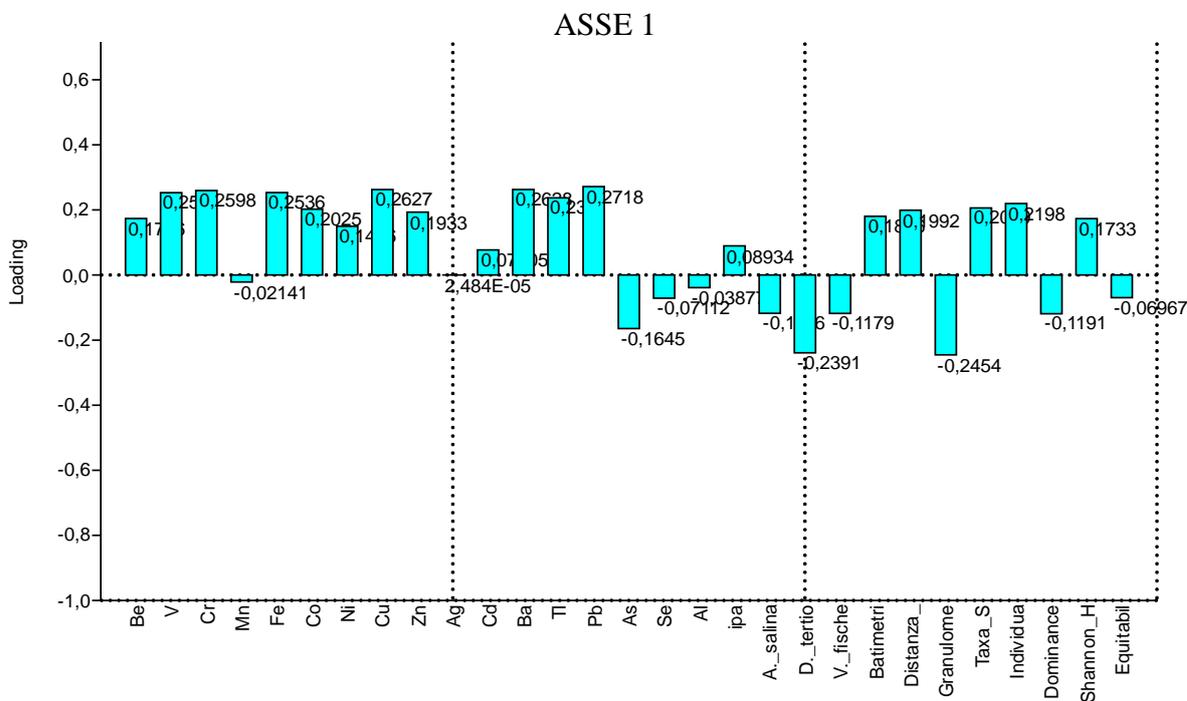


Figura 5.24 - Valori di loadings per l'asse 1 della PCA per l'associazione a ostracodi per NV.

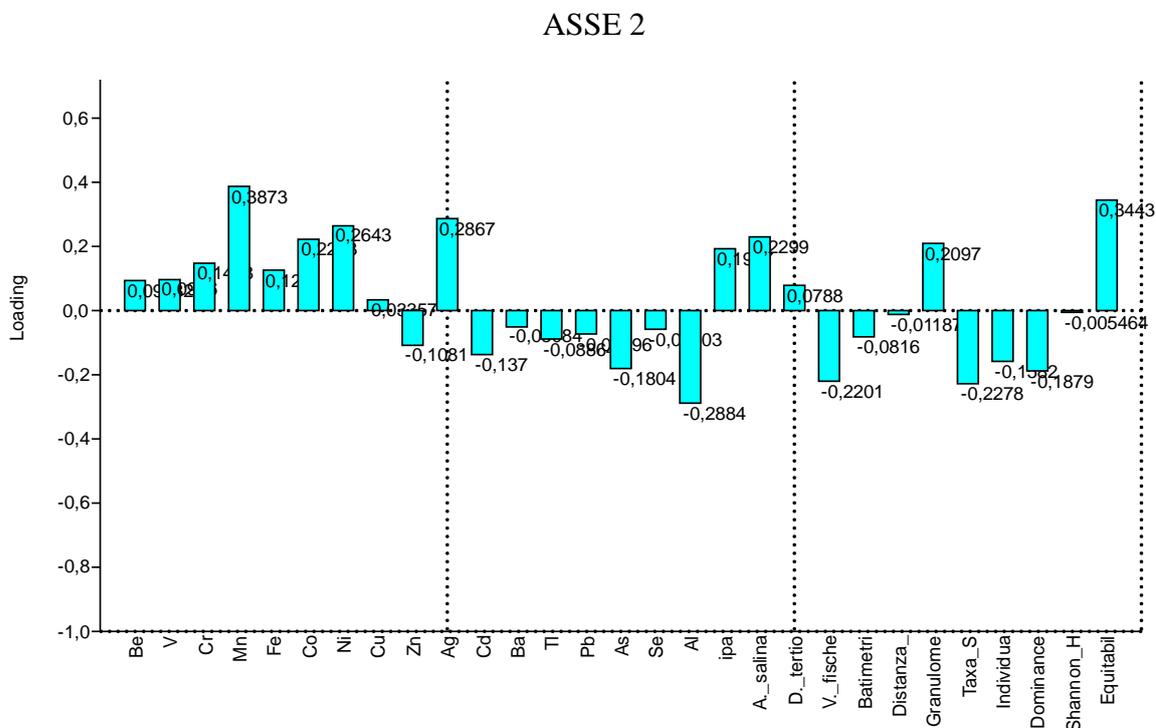


Figura 5.25 - Valori di loadings per l'asse 2 della PCA per l'associazione a ostracodi per NV.

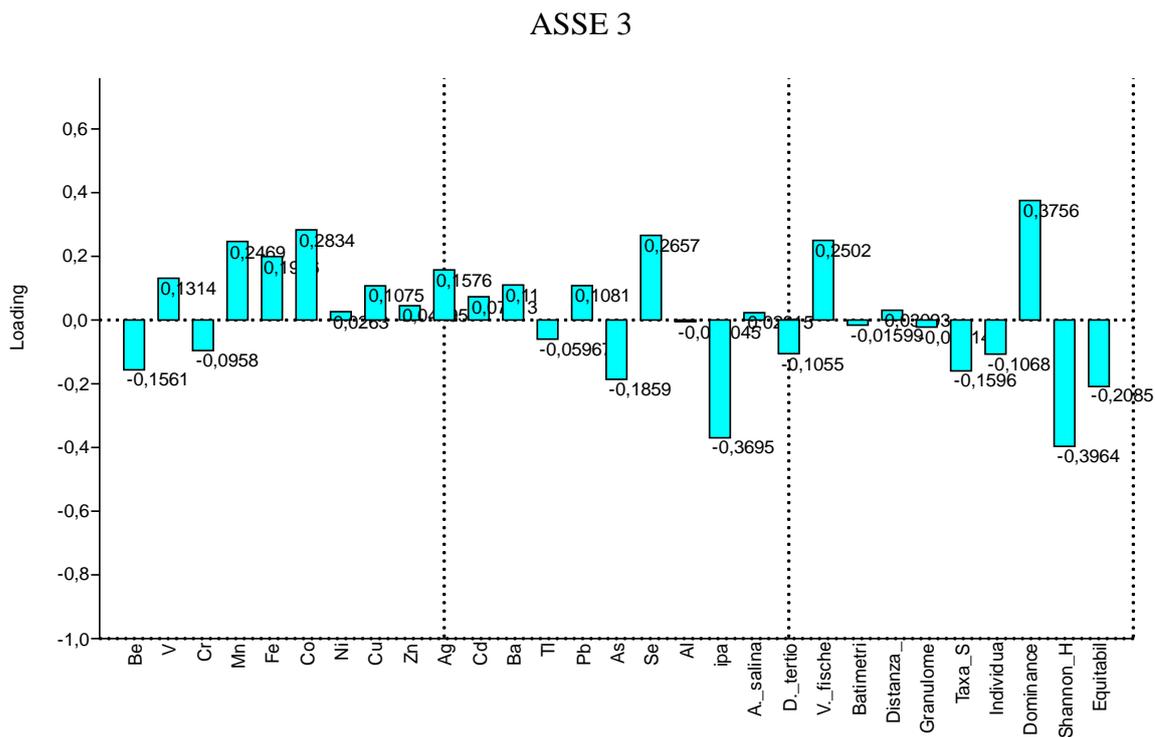


Figura 5.26 - Valori di loadings per l'asse 3 della PCA per l'associazione a ostracodi per NV.

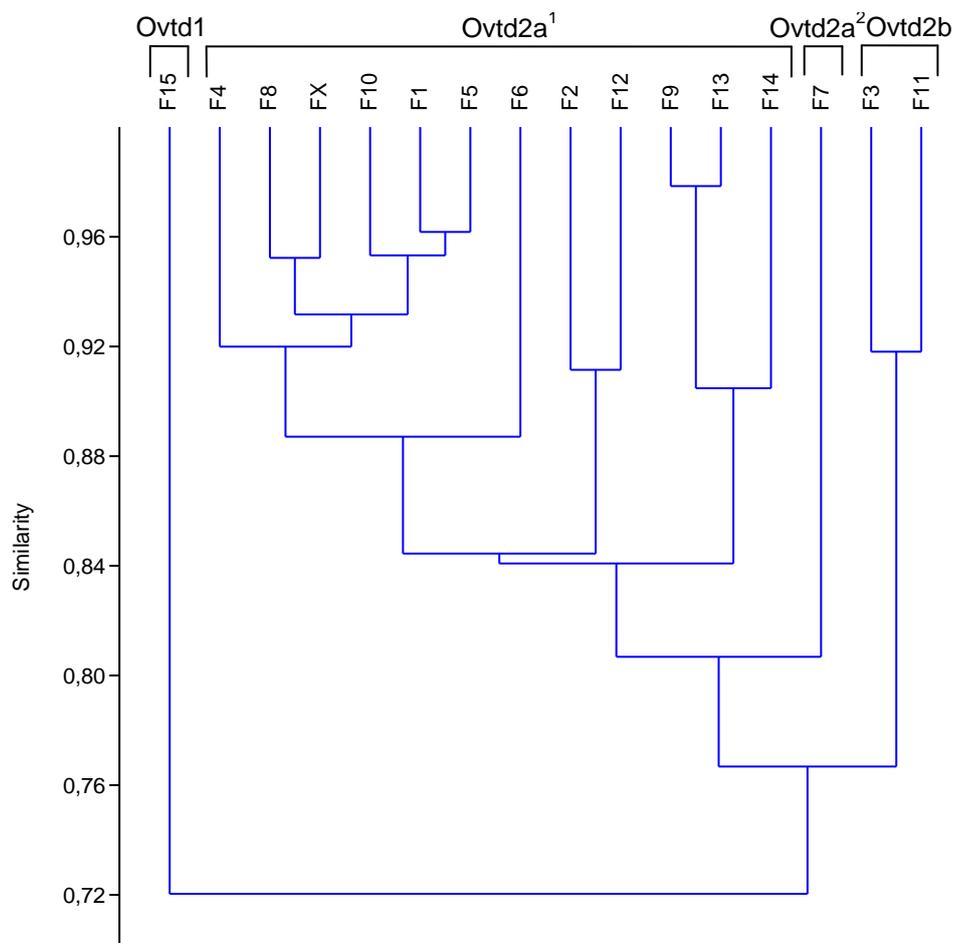


Figura 5.29 - Cluster dei campioni secondo le informazioni dell'associazione a ostracodi per NV, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici.

Il campione F15, con il minor numero di individui e bassissimo numero di specie, è isolato dagli altri campioni in "Ovtd1". I campioni F3 e F11 a granulometria fine e con simili valori di diversità, abbondanza e concentrazione dei metalli compongono il gruppo "Ovtd2b". Il campione F7, più vicino alla costa e meno profondo è l'unico del gruppo Ovtd2a². I restanti campioni sono inclusi nel gruppo "Ovtd2a"¹ con delle ulteriori suddivisioni per i campioni F2, F12 e F9, F13 e F14, che ad eccezione del F14 componevano il gruppo "Oitd2a"² nell'analisi per NI.

5.6 - Conclusioni

Le analisi multidisciplinari effettuate sul tratto costiero che va da Torregaveta a Cuma mostrano un alto grado di complessità nei fattori da considerare per una valutazione dello stato del sistema. Per la maggior parte dei metalli ed elementi in traccia, le concentrazioni misurate mostrano una bassa e moderata pericolosità, ad eccezione di Cd, As che superano i valori limite per i sedimenti marini secondo il D.M.367/2003 rispettivamente in 12 e 6 campioni e il Se che supera in 13 campioni il limite per i suoli ad uso verde pubblico, privato e residenziale per il d.lgs. 152/2006. Si riscontrano IPA in 6 dei 16 campioni analizzati. Le analisi ecotossicologiche mostrano segnali di tossicità soprattutto per i campioni vicini alla costa e in particolare per il transetto più a nord, il più vicino allo scarico del depuratore di Cuma. Ulteriori sostanze tossiche, abbondanza di materia organica ed eventuale scarsità di ossigeno al fondo possono causare alterazioni al sistema biologico esaminato. Difatti i campioni F14 e F15 mostrano il minor numero di specie e numero di individui nell'associazione a ostracodi e i livelli minimi di abbondanza per l'associazione a foraminiferi. La specie *Urocythereis margaritifera*, ben adattata a fondali sabbiosi e presente nell'area campionata, non è presente in F14 e F15 nonostante i parametri granulometrici e batimetrici conformi alle caratteristiche della specie. I campioni F13 e F14 mostrano i più bassi valori per l'indice di diversità di Shannon e i test con *A. salina* e *D. tertiolecta* danno segnali di tossicità da moderata ad elevata. I campioni FX ed F1, i più vicini alla costa del transetto più a sud, mostrano i valori più elevati di dominanza per l'associazione a ostracodi: *Pontocythere turbida* è rappresentativa rispettivamente per il 48% e 47% del campione, specie comunemente presente su fondali sabbiosi, anche in situazioni di stress ambientale (Ruiz et al., 2000°; Ruiz et al., 2006b) Anche per l'associazione a foraminiferi riscontriamo la dominanza del genere *Ammonia* per entrambi i campioni: *A. parkinsoniana* per il 22% e *A. tepida* per il 9%; in letteratura vengono riportati diversi casi che evidenziano segnali di tolleranza in aree stressate sia per influenze di alterazioni antropiche che per variazioni di parametri naturali come la salinità (Karlsen et al., 2000; Pascual et al., 2002; Cadre & Debenay, 2006; Carnahan et al., 2009; Frontalini & Coccioni, 2008). Il campione FX mostra una forte biostimolazione per il test di tossicità acuta con *V. fischeri*, ciò permette di ipotizzare un possibile effetto dell'eutrofizzazione che potrebbe interessare questo tratto di costa.

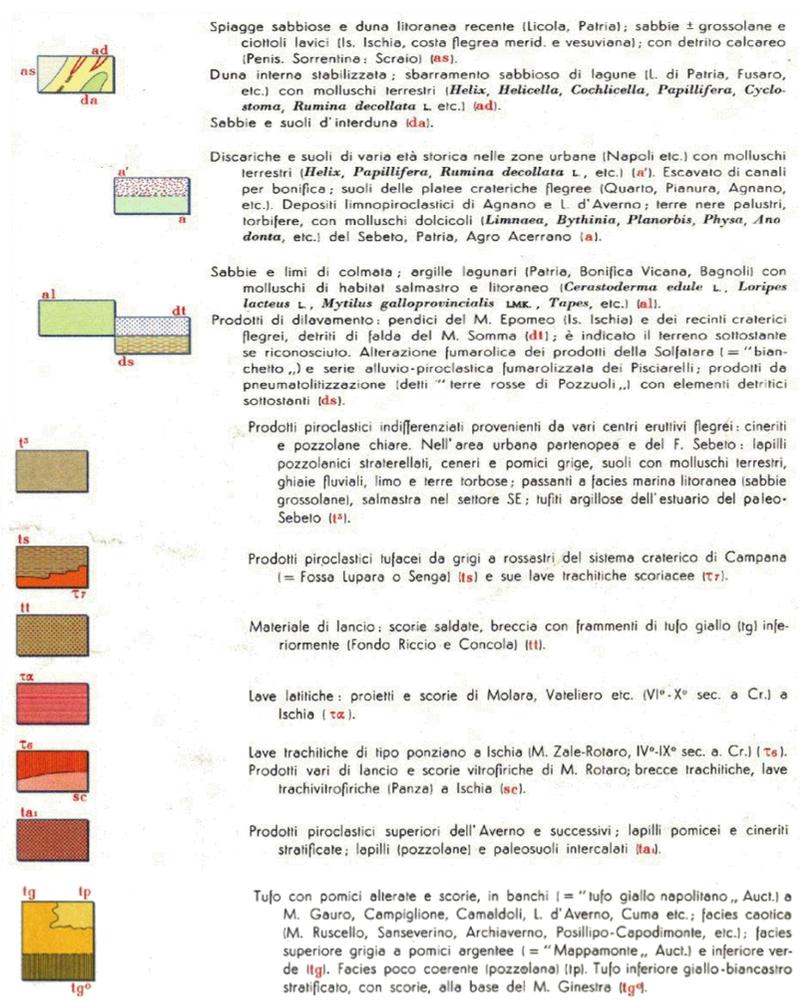
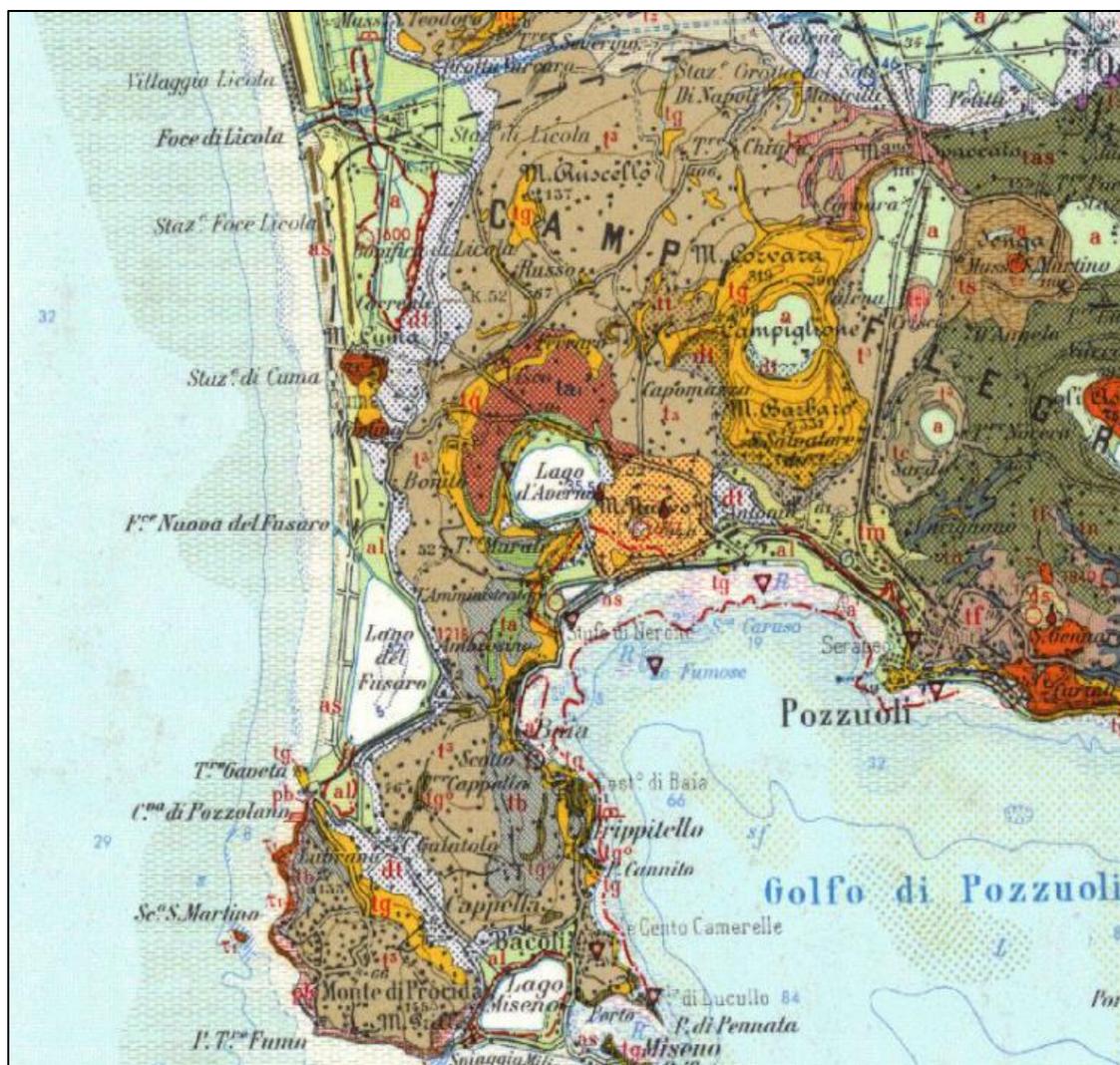


Figura 5.2 - Sezione del foglio n. 183-184 della Carta geologica d'Italia dell'ISPRA, con estratto della legenda concernente le principali litologie di interesse.

	Be	V	Cr	Mn	Fe	Co	Ni	Cu	Zn	Ag	Cd	Ba	Tl	Pb	As	Hg	Se	Al
FX	0,41	23,04	0,61	789	11104	6,5	5,48	5,54	< 0,1	< 0,1	6,09	56,2	0,17	10,1	11,37	< 0,1	4,32	7576
F1	< 0,1	24,63	< 0,1	874	11908	6,35	8,35	6,03	< 0,1	< 0,1	0,6	56,1	0,1	9,78	12,07	< 0,1	10,26	6457
F2	< 0,1	30,36	7,56	650	14051	6,3	6,13	7,5	< 0,1	< 0,1	4,19	84,71	0,21	12,93	10,36	< 0,1	12,78	8073
F3	0,62	39,35	15,75	971	19611	8,91	13,02	15,32	105,83	21,05	3,27	98,7	0,29	16,76	7,63	< 0,1	0,91	5072
F4	0,23	20,67	6,09	856	10641	5,91	8,27	5,19	17,32	< 0,1	< 0,1	50,5	0,11	8,74	7,37	< 0,1	0,42	5982
F5	< 0,1	21,12	2,41	950	11887	6,26	2,59	4,21	43,6	< 0,1	0,34	51,19	0,03	8,72	14,62	< 0,1	2,79	6740
F6	< 0,1	12,28	3,49	891	9263	5,65	5,19	4,64	< 0,1	13,32	2,07	32,89	0,07	7,66	15,75	< 0,1	4,17	8596
F7	< 0,1	21,69	1,31	937	9843	4,76	1,9	3,75	< 0,1	44,83	4,9	49,37	0,06	7,66	11,42	< 0,1	7,47	4917
F8	0,21	22,9	6,82	840	11511	5,87	9,37	7,52	< 0,1	43,86	< 0,1	71,44	0,16	8,86	13,78	< 0,1	4,78	8687
F9	0,49	28,61	9,4	1023	13621	7,83	9,59	8,51	< 0,1	14,42	9,17	55,43	0,11	9,05	5,4	< 0,1	4,27	5284
F10	< 0,1	24,2	6,37	930	11833	7,09	5,42	6,95	< 0,1	60,44	< 0,1	58,21	0,08	8,15	9,58	< 0,1	11,33	7518
F11	0,37	31,68	10,75	716	16997	8,81	8,17	13,25	68,75	20,95	2,93	94,24	0,19	15,71	7,19	< 0,1	7,23	5025
F12	< 0,1	24,5	6,7	810	14141	6,82	4,66	11,55	127,51	< 0,1	10,46	86,36	0,12	12,6	7,94	< 0,1	5,64	8860
F13	< 0,1	26,69	5,26	983	14024	7,53	11,09	8,8	39,15	55,07	5,19	75,08	0,07	10,57	14,09	< 0,1	9,32	5424
F14	< 0,1	28,25	6,08	1363	16609	9,19	9,65	8,05	< 0,1	53,51	< 0,1	62,87	0,09	10,18	4,07	< 0,1	9,88	4875
F15	< 0,1	12,86	1,73	719	6836	4,41	6,46	5,90	20,62	< 0,1	2,30	37,34	0,06	5,39	14,69	< 0,1	12,22	4990,66
D.M. 367/2003			50				30		30		0,3				12	0,3		

Tabella 5.2 - Concentrazione di metalli ed elementi in traccia per i 16 campioni misurati in mg/kg. Confronto con le concentrazioni valori soglia per i sedimenti marini secondo il D.M. 367/2003.

transetto		T 1				T 2				T 3				T 4			
specie	campioni	FX	F1	F2	F3	F7	F6	F5	F4	F8	F9	F10	F11	F15	F14	F13	F12
	profondità (m)	4	6.5	8.5	10.5	3	7.5	11	11	4.5	7	9	13.5	4	5	8	13
	distanza dalla costa (m)	150	420	600	930	160	460	728	800	160	620	850	990	128	350	650	1000
<i>Adelosina cliarensis</i> Heron-Allen & Earland, 1930		8				24		4	8	12						2	
<i>Adelosina elegans</i> (Williamson, 1858)							4				4						
<i>Adelosina longirostra</i> (d'Orbigny, 1826)		104	68	48	56	136	16	20	14	20	20	24	32	7	5		20
<i>Adelosina mediterraneensis</i> (Le Calvez & Le Calvez, 1958)																2	
<i>Adelosina pulchella</i> d'Orbigny, 1826		4											8				
<i>Ammonia beccarii</i> (Linnaeus, 1758)		92	120	24	32	152	36		20	36	16	16	40	7	2	8	
<i>Ammonia parkinsoniana</i> (d'Orbigny, 1839)		264	224	304	328	304	160	152	76	164	116	224	296	42	84	96	300
<i>Ammonia tepida</i> (Cushman, 1926)		104	88	304	224	384	120	72	38	184	140	160	544	19	28	74	140
<i>Ammoscalaria pseudospiralis</i> (Brady, 1884)				16	16			12		4	4	8	24	1		6	8
<i>Amphicoryna scalaris</i> (Batsch, 1791)		16	4			8			2	8				1			
<i>Astacolus crepidulus</i> (Fichtel & Moll, 1798)				8													
<i>Asterigerinata mamilla</i> (Williamson, 1858)		12	4	8		16		4	2	8	8		8			4	
<i>Asterigerinata mariae</i> Sgarrella, 1990					8					4	4		8		1	2	4
<i>Astrononion stelligerum</i> (d'Orbigny, 1839)		8			40	32			10	4	8	16	16			4	12
<i>Aubignyna perlucida</i> (Heron-Allen & Earland, 1913)		4		24	32		4	4	6	12			40	5	3	10	20
<i>Bolivina catanensis</i> Seguenza, 1862		12	4	16	24			16	2	8	24	8		1	3		24
<i>Bolivina dilatata</i> Reuss, 1850		8		24	40		12	12	6	32	8	24	64		3	6	12
<i>Bolivina spathulata</i> (Williamson, 1858)		4	4	16	16	8	4	8	6	12	20	16	32	2	4	6	24
<i>Bolivina striatula</i> (Cushman, 1922)										4						4	
<i>Bolivina variabilis</i> (Williamson, 1858)							4										
<i>Buccella granulata</i> (Di Napoli Alliata, 1952)		28	32	32	40	24	36	64	18	24	16	16	56	6	13	4	28
<i>Bulimina aculeata</i> d'Orbigny, 1826		4	16	32	48	16	12	8	6	20	20		24	4	8	4	12
<i>Bulimina elongata</i> d'Orbigny, 1846		8	4	48	24	24	4		12	20	24	16	32	1	2	6	72
<i>Bulimina marginata</i> d'Orbigny, 1826								4									
<i>Cancris auriculus</i> (Fichtel & Moll, 1798)															3		
<i>Cibicidella variabilis</i> (d'Orbigny, 1826)												8					
<i>Cibicides refulgens</i> Montfort, 1808				40	64	32	28			4	48	88	72	20	29	14	40
<i>Cornuspira involvens</i> (Reuss, 1850)					8	8				4							
<i>Criboelphidium cuvillieri</i> (Lévy, 1966)		20	20	176	120	152	40	24	18	60	64	32	152	7	8	38	48
<i>Crirostomoides jeffreysi</i> (Williamson, 1858)					8												
<i>Cyclocibicides vermiculatus</i> (d'Orbigny, 1826)		4	4	8	8	8		4	2								
<i>Cycloforina contorta</i> (d'Orbigny, 1846)									4						2		8
<i>Discorbinella bertheloti</i> (d'Orbigny, 1839)						16	8	4	4	12	12	24	24	2	1	2	4
<i>Eggerella scabra</i> (Williamson, 1858)		4	4	16	56	8	12	8	2	40	16	56	32			24	16
<i>Elphidium aculeatum</i> (d'Orbigny, 1846)										4	16		48				
<i>Elphidium advenum</i> (Cushman, 1922)		8		8	24	8	8	8	2	8		16	16		2	4	28
<i>Elphidium albumbilicatum</i> (Weiss, 1954)				16									8		2	2	4
<i>Elphidium articulatum</i> (d'Orbigny, 1839)			16	48	48	32	8	12		8		16		3	2		8

<i>Elphidium complanatum</i> (d'Orbigny, 1906)							12		12	4		16		1		
<i>Elphidium crispum</i> (Linnaeus, 1758)	12	12	16	8	16	4	4	4	8	8	16	16	7	6	2	12
<i>Elphidium excavatum</i> (Terquem, 1875)			8		16			4			8	72	1	1		
<i>Elphidium granosum</i> (d'Orbigny, 1846)	4	8	24	32	32	4		4	12	4	8	24		5	8	4
<i>Elphidium macellum</i> (Fichtel & Moll, 1798)	12			8							16				4	
<i>Elphidium maioricense</i> Colom, 1942				8				4								
<i>Elphidium margaritaceum</i> (Cushman, 1930)												8	1			
<i>Elphidium pauciloculum</i> (Cushman, 1944)			24	32	8								1			
<i>Elphidium pulvereum</i> Todd, 1958			8	16				2		8			1			4
<i>Elphidium punctatum</i> (Terquem, 1878)		8	56		40	24	20	14	24	12	32	72	3	10	22	24
<i>Glabratella hexacamerata</i> Seiglie & Bermúdez, 1965			8													
<i>Haynesina depressula</i> (Walker & Jacob, 1798)			72	80	8	8	8	8	8	20	24	56	3	2	2	32
<i>Heronallenia stellata</i> Takayanagi, 1953				16												
<i>Lamarckina scabra</i> (Brady, 1884)		4	8									8				4
<i>Lobatula lobatula</i> (Walker & Jacob, 1798)	12	20	24		8	4	60	10	40			8	14		18	16
<i>Massilina secans</i> (d'Orbigny, 1826)	4	4	16	40	8											4
<i>Miliolinella dilatata</i> (d'Orbigny, 1839)	8															
<i>Miliolinella semicostata</i> (Wiesner, 1923)		8	8													2
<i>Miliolinella subrotunda</i> (Montagu, 1803)	20	4	24	32	32	12	8	16	28	4	16	16	5		8	
<i>Miliolinella webbiana</i> (d'Orbigny, 1839)					8											
<i>Neoconorbina posidonicola</i> (Colom, 1942)				24	24							16				
<i>Nonion boueanum</i> (d'Orbigny, 1846)	20	4	32	32	56	12	28	18	40	12	48	64	7	9	12	24
<i>Patellina corrugata</i> Williamson, 1858				8												
<i>Peneroplis pertusus</i> (Forskål, 1775)	4	4														
<i>Peneroplis planatus</i> (Fichtel & Moll, 1798)	4															
<i>Planoglabratella opercularis</i> (d'Orbigny, 1839)	4	28	16	8		4	8	2	4			8	3		10	4
<i>Planorbulina mediterraneensis</i> d'Orbigny, 1826	4	4	24	8	16		4		12		16					4
<i>Quinqueloculina boschiana</i> d'Orbigny, 1839																4
<i>Quinqueloculina jugosa</i> Cushman, 1944	16															
<i>Quinqueloculina laevigata</i> d'Orbigny, 1839	8	20	16	32	16						32	24	1		6	
<i>Quinqueloculina lata</i> Terquem, 1876	52	80	760	832	872	144	168	182	372	240	456	568	63	46	166	256
<i>Quinqueloculina milletti</i> (Wiesner, 1912)		12	64	8	96	28	16	20	44				5			
<i>Quinqueloculina parvula</i> Schlumberger, 1894				8		8			4				2			20
<i>Quinqueloculina pygmaea</i> Reuss, 1850	8	4	352	264	160	36	104	64	132	112	256	256	34	30	98	140
<i>Quinqueloculina seminulum</i> (Linnaeus, 1758)	104	40	48	56	120	20	28	34	32	52	64	24	20	11	44	20
<i>Quinqueloculina stalkerii</i> Loeblick & Tappan, 1953			8			4										
<i>Quinqueloculina stelligera</i> Schlumberger, 1893				16											2	8
<i>Reussella spinulosa</i> (Reuss, 1850)							4									
<i>Rosalina bradyi</i> (Cushman, 1915)	4	4		16	8			2	4					1	2	4
<i>Rosalina floridana</i> (Cushman, 1922)													1			
<i>Rosalina macropora</i> (Hofker, 1951)	4															
<i>Rosalina globularis</i> d'Orbigny, 1826				8						4		8		1		8

<i>Rosalina obtusa</i> d'Orbigny, 1846	4												1			
<i>Sigmoilina costata</i> Schlumberger, 1893			8													
<i>Sigmoilina grata</i> (Terquem, 1878)				16	8		4		8							4
<i>Siphonaperta aspera</i> (d'Orbigny, 1826)	36	56	24	24	32	32	24	8	16	24	32	24	4	1	6	8
<i>Siphonina reticulata</i> (Czjzek, 1884)		4	8					2					2			4
<i>Spiroloculina excavata</i> d'Orbigny, 1846	4															
<i>Spiroloculina ornata</i> d'Orbigny, 1839					8											
<i>Textularia agglutinans</i> d'Orbigny, 1839											8			3		
<i>Textularia bocki</i> Höglund, 1947											8					
<i>Tretomphalus concinnus</i> (Brady, 1884)	12	4	32	16	8		4	2	4	4	16	24	1			8
<i>Triloculina bermudezi</i> Acosta, 1940	4	4														
<i>Triloculina oblonga</i> (Montagu, 1803)					40											
<i>Triloculina plicata</i> Terquem, 1878			8		16					4		8				12
<i>Triloculina schreibersiana</i> d'Orbigny, 1839	52	16	32	16	64	12	16	10	24	12	8	64	1	2	6	
<i>Triloculina trigonula</i> (Lamarck, 1804)	52	60	80	80	56	4	8	8	28	32	32	112	9	11	4	60
<i>Trochammina inflata</i> (Montagu, 1808)		8						4								
<i>Vertebralina striata</i> d'Orbigny, 1826			24								8			1		4

Tabella 5.5 - Abbondanza dell'associazione autoctona a foraminiferi bentonici uniformata a 50g.

Transetto		T 1				T 2				T 3				T 4			
Specie	Campioni	FX	F1	F2	F3	F7	F6	F5	F4	F8	F9	F10	F11	F15	F14	F13	F12
	Batimetria (m)	4	6.5	8.5	10.5	3	7.5	11	11	4.5	7	9	13.5	4	5	8	13
	Distanza dalla costa (m)	150	420	600	930	160	460	728	800	160	620	850	990	128	350	650	1000
	frazione esaminata	1/16	1/16	1/32	1/32	1/32	1/16	1/16	1/8	1/16	1/16	1/32	1/32	1/4	1/4	1/8	1/16
<i>Bolivina aenariensis</i> (Costa, 1856)			1	1	1					1	2	3	3		3		1
<i>Bolivina albatrossi</i> Cushman, 1922															1		
<i>Bolivina difformis</i> (Williamson, 1858)								1									
<i>Bolivina earlandi</i> Parr, 1950				7	3			1	1	4	2		3		1		2
<i>Bulimina costata</i> d'Orbigny, 1852		1		1	1	1			1	1	1		1	1	1	3	
<i>Bolivina</i> sp.						1											
<i>Cassidulina carinata</i> Silvestri, 1896		1	2	2	6	1	9	10	4	9	4	7	14	3	18	12	9
<i>Cassidulina crassa</i> d'Orbigny, 1839		1							1					1			
<i>Cassidulinoides bradyi</i> (Norman, 1881)				1													
<i>Cibicides</i> sp.											1						
<i>Cibicoides pachyderma</i> (Rzehak, 1886)		16	13	15	12	17	27	20	29	32	38	15	28	79	88	47	23
<i>Cibicoides</i> sp. 1		1	1					2						1	1		
<i>Cornuspira foliacea</i> (Philippi, 1844)					1												
<i>Dentalina inflexa</i> (Reuss, 1866)			1	1						1			2		1		
<i>Dentalina</i> spp.		3			1		1										
<i>Discorbis</i> sp.				1													
<i>Elphidium</i> sp. 1											2				4	1	2
<i>Elphidium</i> sp.											3						
<i>Gavelinopsis</i> sp.								1									
<i>Globobulimina affinis</i> (d'Orbigny, 1839)		1		1													
<i>Globocassidulina subglobosa</i> (Brady, 1881)		1			1		1	4	1	6	2	3	1	1	5	5	4
<i>Gyroidina altiformis</i> Stewart & Stewart, 1930							1										
<i>Gyroidina neosoldanii</i> Brotzen, 1936		1										1	1	1	1	3	2
<i>Gyroidina umbonata</i> (Silvestri, 1898)					1								2	2	1		
<i>Hoeglundina elegans</i> (d'Orbigny, 1826)		1					2		1						5	2	3
<i>Lenticulina cultrata</i> (Montfort, 1808)										1							
<i>Lenticulina gibba</i> (d'Orbigny, 1839)		1									1						1
<i>Lenticulina orbicularis</i> (d'Orbigny, 1826)														1	2		1
<i>Lenticulina rotulata</i> (Lamarck, 1804)					1	1	1		3	1			3	2	2		
<i>Lenticulina</i> sp.																1	
<i>Marginulina glabra</i> d'Orbigny, 1826												1					
<i>Melonis barleanum</i> (Williamson, 1858)		2		5	3				2	1	1	2	4	2	5	4	3
<i>Melonis padanum</i> (Perconig, 1952)		2	2	3	1	1	2	2		2	3	1	2	2			
Miliolidae		1		1		6		1	4	2			1		5		
<i>Neolenticulina peregrina</i> (Schwager, 1866)													1				
<i>Nodosaria ovicula</i> d'Orbigny, 1839							1										
<i>Nodosaria raphanus</i> (Linneo, 1758)			1														
<i>Oridorsalis umbonatus</i> (Reuss, 1851)		1	2	3			2	1	2	1	3	3	3	4	6	1	2
<i>Planulina ariminensis</i> d'Orbigny, 1826		3	2			2	2	2	3	3	1		1	7	6	6	

<i>Pullenia bulloides</i> (d'Orbigny, 1846)	7	5	1		4	6	3	3	1	1	3	5	2	7	1	3
<i>Quinqueloculina bradyana</i> Cushman, 1917											1					
<i>Quinqueloculina viennensis</i> Le Calvez & Le Calvez, 1958		4			3			3		6		5		4		1
<i>Quinqueloculina</i> sp.	2															
<i>Rectuvigerina phlegeri</i> Le Calvez, 1959			2		1											
<i>Saracenaria italica</i> DeFrance, 1824	1															
<i>Sigmoilina distorta</i> Phleger & Parker, 1951							1		1							
<i>Sigmoilina tenuis</i> (Czjzek, 1848)			1	1					1	2				2		
<i>Sphaeroidina bulloides</i> d'Orbigny, 1826					1					1	1	1				1
<i>Spiroloculina</i> sp. 1				1												
<i>Spiroplectinella wrighti</i> (Silvestri, 1903)	2		1			3							2	2	1	1
<i>Stilostomella monilis</i> (Silvestri, 1872)		1														
<i>Textularia</i> sp.															1	
<i>Trifarina bradyi</i> Cushman, 1923				1								1				
<i>Uvigerina mediterranea</i> Hofker, 1932	2	1	2	2				3		5			2	3	3	2
<i>Uvigerina peregrina</i> Cushman, 1923					1		1	2	1			1		1		
<i>Valvulineria bradyana</i> (Fornasini, 1900)	1	2			1	2	1	4	2	3	4	3	3	6	5	2
foraminiferi bentonici indeterminabili	4	5	5	3	7	23	16	19	8	49	30	20	31	125	53	26
foraminiferi planctonici	23	10	11	10	6	18	10	7	4	31	19	26	17	25	31	7

Tabella 5.6 - Presenza di specie alloctone di foraminiferi, numero di foraminiferi indeterminabili e foraminiferi planctonici per le frazioni esaminate.

Transetto		T 1				T 2				T 3				T 4			
Specie	Campioni	FX	F1	F2	F3	F7	F6	F5	F4	F8	F9	F10	F11	F15	F14	F13	F12
Batimetria (m)		4	6.5	8.5	10.5	3	7.5	11	11	4.5	7	9	13.5	4	5	8	13
Distanza dalla costa (m)		150	420	600	930	160	460	728	800	160	620	850	990	128	350	650	1000
<i>Aurila convexa</i> (Baird, 1850)		4j	4	4j	4j	j	j						j			j	j
<i>Callistocythere adriatica</i> Masoli, 1968						4											
<i>Callistocythere flavidofusca</i> (Ruggieri, 1950)			j	4	4j				2	2			4j		2	2	2
<i>Carinocythereis whitei</i> (Baird, 1850)		4	4	8j	28j	12j	j		8	2j	2j		24j		j	4j	2j
<i>Cistocythereis turbida</i> (G.W. Müller, 1894)		j	2	8	12j	4j	2		2		2		8j		2		2
<i>Costa batei</i> (Brady, 1866)				4													
<i>Costa edwardsi</i> (Roemer, 1838)				12	4			2									
<i>Cyprideis torosa</i> (Jones, 1850)		6	2j	8j	4j	8j	2j	j	2j	4j		4j	8j	j			2j
<i>Cytheretta adriatica</i> Ruggieri, 1952		4	2j	8j	4j	8j	2j	j	2j	2j			12j				2j
<i>Cytheretta subradiosa</i> (Roemer, 1838)		12j	20	12j	8	20	2		2	4j	10j		8			6	6
<i>Cytheridea neapolitana</i> Kolmann, 1958		6	8	8	12j	8j	j	2		4			8j				2
<i>Cytherois succinea</i> G.W. Müller, 1894						4											
<i>Cytherois uffenordei</i> Ruggieri, 1974				8j	4	4			2								2j
<i>Cytheroma variabilis</i> G.W. Müller, 1894					4				2				8				
<i>Cytheromorpha</i> sp. 1					4												
<i>Cytheropteron latum</i> G.W. Müller, 1894				4													
<i>Cytheropteron rotundatum</i> G.W. Müller, 1894				4													
<i>Eucythere</i> aff. <i>E. curta</i> Ruggieri, 1975				j													
<i>Hemicytherura defiorei</i> Ruggieri, 1953				4j	4												
<i>Hemicytherura videns</i> (G. W. Müller, 1894)					4										2		
<i>Heterocythereis voraginosa</i> Athersuch, 1979					j					j							
<i>Leptocythere bacescoi</i> (Rome, 1942)					4	4	2										4j
<i>Leptocythere crepidula</i> Ruggieri, 1950			6	64j	28j	24j	2		14j	10	4	12	40j		2		10
<i>Leptocythere levis</i> (G.W. Müller, 1894)		2		12	4j	4	2	2	2	2	4		16				2
<i>Leptocythere macella</i> Ruggieri, 1975		2	2	28j	84j	24j	8	2	12j	10	10	20j	44j	4	2	4j	14j
<i>Leptocythere ramosa</i> (Rome, 1942)																	2j
<i>Loxocauda decipiens</i> (G.W. Müller, 1894)													j				
<i>Loxoconcha affinis</i> (Brady, 1866)		2j		12j		12j	2j						4j	j			2j

<i>Loxoconcha elliptica</i> Brady, 1868				8j	4j			2j	4j	2j	4j	12j	2		2j	
<i>Loxoconcha</i> aff. <i>L. elliptica</i> Brady, 1868	2		4j													
<i>Loxoconcha ovulata</i> (O.G. Costa, 1853)		6j	4j	8j	4j			2j	j	j	4j	4j			2j	j
<i>Microcytherura angulosa</i> (Seguenza, 1880)				4												
<i>Microxestoleberis nana</i> G.W. Müller, 1894									2							
<i>Neocytherideis muelleri</i> (Kruit, 1955)	2	2	40j	44j	56j	10	4	14j	4j	6	4	28j	2j		4j	12j
<i>Neonesidea corpulenta</i> (G.W. Müller, 1894)			4j	4j								j				2j
<i>Neonesidea</i> cf. <i>N. longevaginata</i> (G.W. Müller, 1894)												j				
<i>Neonesidea minor</i> (G.W. Müller, 1894)								j	2		4j					2
<i>Palmoconcha turbida</i> (G.W. Müller, 1912)	12j	18j	60j	60j	52j	8j	2j	6j	8j	12j	8j	56j	j	2j	6j	16j
<i>Paracytheridea triquetra</i> (Reuss, 1850)					4											
<i>Paracytheroideis agigensis</i> Caraion, 1963				4					2							
<i>Paracytheroideis rara</i> G.W. Müller, 1894			4													
<i>Paradoxostoma angustum</i> G.W. Müller, 1894				8j												
<i>Paradoxostoma breve</i> G.W. Müller, 1894			4													
<i>Paradoxostoma incongruens</i> G.W. Müller, 1894				4												
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. variable</i> (Baird, 1835)	j	j	4	4j				j								
<i>Pontocypris</i> aff. <i>P. acuminata</i> (G.W. Müller, 1894)												4				
<i>Pontocypris</i> cf. <i>declivis</i> G.W. Müller, 1894												4				
<i>Pontocypris dispar</i> G.W. Müller, 1894			j												2	
<i>Pontocypris</i> aff. <i>P. serrata</i> (G.W. Müller, 1894)																j
<i>Pontocythere turbida</i> (G. W. Muller, 1894)	102j	120j	148j	132j	144j	24j	14j	14j	36j	22j	36j	96j	4j	10j	14j	22j
<i>Procytherideis subspiralis</i> (Brady, Crosskey & Robertson, 1874)	4		8j	4j	4j		j									j
<i>Propontocypris subfusca</i> (G.W. Müller, 1894)			4	4j												
<i>Pseudopsammocythere reniformis</i> (Brady, 1868)									2			j				
<i>Sagmatocythere littoralis</i> (G.W. Müller, 1894)			j													
<i>Sahnicythere retroflexa</i> (Klie, 1936)			4	12j	8			8				4				
<i>Sclerochilus gewemuelleri</i> Dubowsky, 1939												4				
<i>Semicytherura acuticostata</i> (G.O. Sars, 1866)							j					4				
<i>Semicytherura alifera</i> Ruggieri, 1959								j								2
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. diafora</i> Barbeito-Gonzalez, 1971															j	

<i>Semicytherura incongruens</i> (G. W. Müller, 1894)	12	18	104j	116j	60j	6j	16j	8j	22j	16j	36j	216j	j	6j	14j	134j
<i>Semicytherura inversa</i> (Seguenza, 1880)					4						4					
<i>Semicytherura rarecostata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976			4	12				2								
<i>Semicytherura sulcata</i> (G.W. Müller, 1894)	18	20j	144j	164j	132j	14	14	24j	48j	16j	36j	112j	2j	16j	18	38j
<i>Tenedocythere prava</i> (Baird, 1850)					8							j				
<i>Triebelina raripla</i> (G.W. Müller, 1894)			j	4												
<i>Urocythereis exedata</i> Uliczny, 1969			4	4j												
<i>Urocythereis margaritifera</i> (G. W. Müller, 1894)	2	2	j	12j	4			j	6j	6j	4	8j			4	
<i>Urocythereis schulzi</i> (Hartmann, 1958)	10j	6	4	4	8	2										
<i>Xestoleberis communis</i> G. W. Müller, 1894	2	8j	12j	20j	8j		2j	4j	2j	2j	8j	8j	j		4j	4j
<i>Xestoleberis dispar</i> G.W. Müller, 1894	2			16j	4j											
<i>Xestoleberis fuscomaculata</i> G.W. Müller, 1894		2j	8j													
<i>Xestoleberis</i> aff. <i>X. fuscomaculata</i> G.W. Müller, 1894												4j	2		2	
<i>Xestoleberis plana</i> G.W. Müller, 1894								2				4				2

Tabella 5.8 - Abbondanza dell'associazione a ostracodi per il numero di individui adulti uniformata a 200g.

Transetto		T 1				T 2				T 3				T 4			
Specie	Campioni	FX	F1	F2	F3	F7	F6	F5	F4	F8	F9	F10	F11	F15	F14	F13	F12
Batimetria (m)		4	6.5	8.5	10.5	3	7.5	11	11	4.5	7	9	13.5	4	5	8	13
Distanza dalla costa (m)		150	420	600	930	160	460	728	800	160	620	850	990	128	350	650	1000
<i>Aurila convexa</i> (Baird, 1850)		6	6	20	32	12	4						12			4	2
<i>Callistocythere adriatica</i> Masoli, 1968						4											
<i>Callistocythere flavidofusca</i> (Ruggieri, 1950)			2	4	24				2	2			12		2	2	2
<i>Carinocythereis whitei</i> (Baird, 1850)		8	6	80	76	60	6		12	8	14		92		2	8	24
<i>Cistacythereis turbida</i> (G.W. Müller, 1894)		2	4	8	24	12	4		2		4		20		2		2
<i>Costa batei</i> (Brady, 1866)				4													
<i>Costa edwardsi</i> (Roemer, 1838)				12	4			2									
<i>Cyprideis torosa</i> (Jones, 1850)		12	18	68	80	36	4	4	22	20		12	44	2			14
<i>Cytheretta adriatica</i> Ruggieri, 1952		8	6	60	76	36	6	6	6	6			28				10
<i>Cytheretta subradiosa</i> (Roemer, 1838)		22	38	24	16	40	4		2	6	24		20			10	8
<i>Cytheridea neapolitana</i> Kolmann, 1958		10	8	12	24	20	2	2		4			12				4
<i>Cytherois succinea</i> G.W. Müller, 1894						4											
<i>Cytherois uffenordei</i> Ruggieri, 1974				20	4	4			4								4
<i>Cytheroma variabilis</i> G.W. Müller, 1894					4				4				8				
<i>Cytheromorpha</i> sp. 1					4												
<i>Cytheropteron latum</i> G.W. Müller, 1894				4													
<i>Cytheropteron rotundatum</i> G.W. Müller, 1894				4													
<i>Eucythere</i> aff. <i>E. curta</i> Ruggieri, 1975				4													
<i>Hemicytherura defiorei</i> Ruggieri, 1953				8	4												
<i>Hemicytherura videns</i> (G. W. Müller, 1894)					4										2		
<i>Heterocythereis voraginosa</i> Athersuch, 1979					8					8							
<i>Leptocythere bacescoi</i> (Rome, 1942)					8	4	2										6
<i>Leptocythere crepidula</i> Ruggieri, 1950			8	116	56	48	2		28	20	8	20	76		2		18
<i>Leptocythere levis</i> (G.W. Müller, 1894)		2		16	16	8	2	2	2	2	6		20				2
<i>Leptocythere macella</i> Ruggieri, 1975		2	4	68	136	44	14	4	18	18	14	36	80	8	4	8	30
<i>Leptocythere ramosa</i> (Rome, 1942)																	4
<i>Loxocauda decipiens</i> (G.W. Müller, 1894)													4				
<i>Loxoconcha affinis</i> (Brady, 1866)		8		40		28	4						8	2			14
<i>Loxoconcha elliptica</i> Brady, 1868					52	20			8	10	6	8	36	2		12	
<i>Loxoconcha</i> aff. <i>L. elliptica</i> Brady, 1868		2		12													
<i>Loxoconcha ovulata</i> (O.G. Costa, 1853)			30	44	64	16			8	8	8	12	16			8	8
<i>Microcytherura angulosa</i> (Seguenza, 1880)					4												
<i>Microxestoleberis nana</i> G.W. Müller, 1894										2							
<i>Neocytherideis muelleri</i> (Kruit, 1955)		4	2	96	112	116	12	4	26	12	10	8	64	6		10	30
<i>Neonesidea corpulenta</i> (G.W. Müller, 1894)				16	16								4				4
<i>Neonesidea</i> cf. <i>N. longevaginata</i> (G.W. Müller, 1894)													4				

<i>Neonesidea minor</i> (G.W. Müller, 1894)							2	2		8					4	
<i>Palmoconcha turbida</i> (G.W. Müller, 1912)	28	28	332	328	196	24	12	40	28	26	12	184	4	6	14	92
<i>Paracytheridea triquetra</i> (Reuss, 1850)					4											
<i>Paracytheroideis agigensis</i> Caraion, 1963				4					2							
<i>Paracytheroideis rara</i> G.W. Müller, 1894			4													
<i>Paradoxostoma angustum</i> G.W. Müller, 1894				12												
<i>Paradoxostoma breve</i> G.W. Müller, 1894			4													
<i>Paradoxostoma incongruens</i> G.W. Müller, 1894				8												
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. variabile</i> (Baird, 1835)	2	2	4	8				2								
<i>Pontocypris</i> aff. <i>P. acuminata</i> (G.W. Müller, 1894)											4					
<i>Pontocypris</i> cf. <i>declivis</i> G.W. Müller, 1894											4					
<i>Pontocypris dispar</i> G.W. Müller, 1894			4											2		
<i>Pontocypris</i> aff. <i>P. serrata</i> (G.W. Müller, 1894)															2	
<i>Pontocythere turbida</i> (G. W. Müller, 1894)	220	308	736	712	636	76	50	138	120	84	132	476	16	26	56	152
<i>Procytherideis subspiralis</i> (Brady, Crosskey & Robertson, 1874)	6		48	48	8		2									2
<i>Propontocypris subfusca</i> (G.W. Müller, 1894)			4	8												
<i>Pseudopsammocythere reniformis</i> (Brady, 1868)									2			4				
<i>Sagmatocythere littoralis</i> (G.W. Müller, 1894)			4													
<i>Sahnicythere retroflexa</i> (Klie, 1936)			8	28	16			10				8				
<i>Sclerochilus gewemuelleri</i> Dubowsky, 1939											4					
<i>Semicytherura acuticostata</i> (G.O. Sars, 1866)						2					4					
<i>Semicytherura alifera</i> Ruggieri, 1959								2								2
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. diafora</i> Barbeito-Gonzalez, 1971															2	
<i>Semicytherura incongruens</i> (G. W. Müller, 1894)	22	26	328	420	112	10	24	28	64	28	100	488	6	14	30	366
<i>Semicytherura inversa</i> (Seguenza, 1880)					4						4					
<i>Semicytherura rarecostata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976			8	16				2								
<i>Semicytherura sulcata</i> (G.W. Müller, 1894)	26	42	288	344	228	22	28	44	96	28	92	204	4	26	26	74
<i>Tenedocythere prava</i> (Baird, 1850)					12							8				
<i>Triebelina raripila</i> (G.W. Müller, 1894)			12	4												
<i>Urocythereis exedata</i> Uliczny, 1969			4	8												
<i>Urocythereis margaritifera</i> (G. W. Müller, 1894)	4	2	8	24	4			2	8	14	4	20			4	
<i>Urocythereis schulzi</i> (Hartmann, 1958)	16	10	4	4	8	2										
<i>Xestoleberis communis</i> G. W. Müller, 1894	2	12	72	88	32		6	14	22	10	20	36	2		6	12
<i>Xestoleberis dispar</i> G.W. Müller, 1894	4			56	12											
<i>Xestoleberis fuscomaculata</i> G.W. Müller, 1894		8	48													
<i>Xestoleberis</i> aff. <i>X. fuscomaculata</i> G.W. Müller, 1894												8	2		2	
<i>Xestoleberis plana</i> G.W. Müller, 1894								2				4				4

Tabella 5.9 - Abbondanza dell'associazione a ostracodi per il numero totale di valve uniformata a 200g.

Transetto		T 1				T 2				T 3				T 4			
Specie	Campioni	FX	F1	F2	F3	F7	F6	F5	F4	F8	F9	F10	F11	F15	F14	F13	F12
	Batimetria (m)	4	6.5	8.5	10.5	3	7.5	11	11	4.5	7	9	13.5	4	5	8	13
	Distanza dalla costa (m)	150	420	600	930	160	460	728	800	160	620	850	990	128	350	650	1000
	Frazione esaminata	1/2	1/2	1/4	1/4	1/4	1/2	1/2	1/2	1/2	1/2	1/4	1/4	1/2	1/2	1/2	1/2
Specie di acque continentali																	
<i>Candona neglecta</i> Sars, 1887		j		j	j	j			1	1	j	j	j	j		1	j
<i>Cypridopsis vidua</i> (O.F. Müller, 1776)					j												
<i>Cypris pubera</i> O.F. Müller, 1766					j	j	j						j				
<i>Eucypris virens</i> (Jurine, 1820)					1	1											
<i>Fabeiformiscandona</i> sp.				j													
<i>Illiocypris brady</i> Sars, 1890				1j	3	2j	1		3	2j	j		2j			1	1
<i>Mixtocandona</i> sp.					j							j					
<i>Pseudocandona sarsi</i> (Hartwig, 1899)			j	1j	j						j						
<i>Potamocypris similis</i> G.W. Müller, 1912				j													
<i>Potamocypris smaragdina</i> (Vavra, 1891)										1							
Specie rimaneggiate																	
<i>Aurila punctata</i> (Münster, 1830)										1							
<i>Cytherella russoi</i> Sissingh, 1972						j											
<i>Cytherella</i> cf. <i>C. vulgatella</i> Aiello, Barra, Bonaduce & Russo, 1996														1			
<i>Flexus</i> aff. <i>F. triebeli</i> Ruggieri, 1962						j											
<i>Loxocorniculum</i> aff. <i>L. quadricornis</i> Ruggieri, 1962									1								
<i>Urocythereis favosa</i> (Roemer, 1838)						1		?									

Tabella 5.10 - Presenza delle specie di ostracodi alloctone, d'acqua continentale e rimaneggiate per le frazioni esaminate.

	Be	V	Cr	Mn	Fe	Co	Ni	Cu	Zn	Ag	Cd	Ba	Tl	Pb	As	Se	Al	IPA	A. sal	D. tert	V. fis	Batim.	Dist.	Gran.
<i>Ammonia parkinsoniana</i>	0,237	0,502	0,274	-0,362	0,408	0,162	-0,203	0,409	0,390	-0,092	0,323	0,588	0,583	0,643	-0,152	-0,037	0,312	-0,161	-0,648	-0,566	0,008	0,273	0,293	-0,688
<i>Ammonia tepida</i>	0,255	0,430	0,385	-0,371	0,350	0,183	-0,113	0,388	0,192	0,134	0,168	0,518	0,446	0,534	-0,188	0,068	0,249	-0,073	-0,533	-0,419	-0,374	0,250	0,241	-0,586
<i>Buccella granulata</i>	0,196	0,209	0,157	-0,249	0,286	0,153	-0,276	0,172	0,347	-0,388	-0,124	0,267	0,255	0,454	0,083	-0,382	0,088	0,294	-0,599	-0,127	-0,261	0,520	0,373	-0,426
<i>Cibicides refulgens</i>	0,238	0,477	0,649	0,013	0,479	0,489	0,116	0,589	0,302	0,351	0,175	0,443	0,351	0,441	-0,470	0,201	0,083	-0,125	-0,355	-0,690	-0,189	0,382	0,548	-0,519
<i>Cribolephidium cuvillieri</i>	0,246	0,524	0,471	-0,348	0,398	0,134	-0,029	0,383	0,185	0,053	0,250	0,564	0,544	0,570	-0,184	0,073	0,522	0,006	-0,427	-0,531	-0,495	0,190	0,214	-0,665
<i>Quinqueloculina lata</i>	0,241	0,531	0,517	-0,226	0,376	0,098	-0,025	0,370	0,223	0,220	0,108	0,527	0,525	0,492	-0,183	0,003	0,384	0,114	-0,401	-0,560	-0,503	0,166	0,252	-0,576
<i>Quinqueloculina pygmaea</i>	0,180	0,603	0,655	-0,311	0,493	0,281	0,047	0,506	0,301	0,178	0,099	0,675	0,550	0,589	-0,252	0,153	0,560	0,096	-0,334	-0,799	-0,443	0,445	0,524	-0,710
<i>Quinqueloculina seminulum</i>	0,224	0,113	-0,213	-0,091	-0,145	-0,219	-0,291	-0,240	-0,262	0,161	0,270	-0,079	0,098	-0,069	0,038	-0,048	0,019	-0,126	-0,108	0,140	0,200	-0,420	-0,308	0,154
<i>A. salina</i>	-0,374	-0,317	-0,232	0,413	-0,239	-0,108	-0,019	-0,405	-0,304	0,303	-0,051	-0,328	-0,476	-0,449	-0,040	0,033	-0,002	-0,063	0,000	0,268	0,000	-0,208	-0,183	0,471
<i>D. tertiolecta</i>	-0,219	-0,707	-0,763	0,139	-0,711	-0,537	-0,295	-0,794	-0,589	-0,109	-0,330	-0,853	-0,650	-0,757	0,458	-0,127	-0,441	0,003	0,268	0,000	0,223	-0,543	-0,634	0,852
<i>V. fischeri</i>	-0,172	-0,398	-0,520	-0,235	-0,388	-0,244	-0,194	-0,206	-0,062	-0,159	0,225	-0,281	-0,178	-0,249	0,387	0,207	-0,177	-0,582	0,000	0,223	0,000	-0,224	-0,234	0,236
Batimetria	0,162	0,366	0,539	-0,204	0,495	0,424	0,084	0,547	0,709	-0,254	0,105	0,535	0,266	0,604	-0,300	-0,313	0,058	0,260	-0,208	-0,543	-0,224	0,000	0,955	-0,635
Distanza dalla costa	0,218	0,499	0,643	-0,053	0,594	0,544	0,190	0,618	0,681	-0,080	0,161	0,573	0,291	0,625	-0,428	-0,259	0,033	0,242	-0,183	-0,634	-0,234	0,955	0,000	-0,610
Granulometria	-0,284	-0,620	-0,656	0,391	-0,646	-0,403	-0,155	-0,772	-0,715	0,257	-0,361	-0,833	-0,717	-0,860	0,361	0,015	-0,444	0,012	0,471	0,852	0,236	-0,635	-0,610	0,000
Taxa S	0,351	0,506	0,374	-0,485	0,356	0,025	0,105	0,451	0,415	-0,164	0,278	0,691	0,741	0,623	-0,132	-0,120	0,420	0,106	-0,322	-0,531	-0,191	0,145	0,105	-0,690
Individuals	0,298	0,569	0,472	-0,351	0,424	0,162	-0,080	0,427	0,267	0,105	0,183	0,605	0,598	0,608	-0,198	0,015	0,389	0,018	-0,561	-0,581	-0,372	0,241	0,289	-0,670
Dominance D	0,007	0,320	0,309	0,432	0,253	0,184	0,228	0,059	-0,104	0,609	-0,359	0,155	0,163	0,074	-0,358	-0,013	0,031	0,128	0,347	-0,198	-0,405	-0,097	0,066	0,041
Shannon H	0,540	0,195	0,258	-0,656	0,111	-0,091	0,026	0,326	0,384	-0,649	0,199	0,382	0,631	0,424	0,024	-0,401	0,207	0,407	-0,550	-0,242	-0,065	0,249	0,090	-0,527
Equitability J	0,130	-0,411	-0,164	0,000	-0,273	-0,046	-0,114	-0,184	-0,091	-0,449	-0,079	-0,468	-0,286	-0,307	0,140	-0,262	-0,329	0,241	-0,174	0,383	0,174	0,097	-0,005	0,286

Tabella 5.13 - Analisi della correlazione di Pearson tra alcune specie di foraminiferi, caratteristiche dell'associazione, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici per tutti i campioni.

	Be	V	Cr	Mn	Fe	Co	Ni	Cu	Zn	Ag	Cd	Ba	Tl	Pb	As	Se	Al	IPA	A. sal	D. tert	V. fis	Batim.	Dist.	Gran.
<i>Carinocythereis whitei</i>	0,611	0,670	0,647	-0,171	0,621	0,433	0,365	0,666	0,486	-0,004	0,051	0,645	0,735	0,776	-0,344	-0,283	0,020	0,229	-0,537	-0,433	-0,387	0,379	0,405	-0,653
<i>Cyprideis torosa</i>	0,172	0,261	0,109	-0,541	0,098	-0,099	-0,300	0,102	-0,026	-0,010	0,051	0,356	0,495	0,374	-0,027	0,115	0,437	-0,195	-0,438	-0,288	-0,110	0,011	-0,027	-0,465
<i>Cytheretta subradiosa</i>	0,143	0,281	-0,177	-0,216	0,060	-0,109	-0,081	-0,019	-0,117	-0,149	0,363	0,156	0,223	0,213	-0,038	0,115	0,192	-0,222	-0,446	0,025	0,048	-0,255	-0,215	-0,147
<i>Leptocythere crepidula</i>	0,140	0,521	0,472	-0,452	0,397	0,141	0,014	0,361	0,139	-0,091	0,055	0,596	0,619	0,595	-0,263	0,200	0,740	-0,038	-0,344	-0,624	-0,463	0,317	0,315	-0,738
<i>Leptocythere macella</i>	0,579	0,694	0,790	-0,131	0,644	0,435	0,362	0,731	0,541	0,063	0,065	0,670	0,777	0,753	-0,342	-0,248	0,116	0,282	-0,553	-0,647	-0,390	0,408	0,492	-0,715
<i>Loxococoncha affinis</i>	-0,218	0,061	-0,100	-0,375	-0,081	-0,312	-0,475	-0,159	-0,152	-0,049	0,241	0,121	0,126	0,110	0,041	0,325	0,640	-0,371	-0,105	-0,181	-0,224	-0,155	-0,174	-0,344
<i>Loxococoncha elliptica</i>	0,537	0,490	0,630	-0,169	0,458	0,403	0,336	0,629	0,370	0,286	-0,087	0,527	0,508	0,537	-0,267	-0,144	-0,225	0,243	-0,498	-0,358	-0,374	0,341	0,374	-0,440
<i>Loxococoncha ovulata</i>	0,284	0,642	0,441	-0,130	0,482	0,281	0,329	0,470	0,256	0,100	-0,093	0,527	0,560	0,575	-0,222	0,063	0,160	0,063	-0,604	-0,455	-0,237	0,250	0,372	-0,473
<i>Neocytherideis muelleri</i>	0,208	0,415	0,371	-0,227	0,292	-0,005	-0,105	0,265	0,240	0,022	0,187	0,401	0,458	0,458	-0,171	-0,081	0,359	0,032	-0,335	-0,383	-0,467	0,123	0,166	-0,559
<i>Palmoconcha turbida</i>	0,337	0,619	0,484	-0,331	0,492	0,218	0,060	0,481	0,295	-0,048	0,204	0,618	0,670	0,692	-0,253	0,037	0,445	-0,027	-0,566	-0,547	-0,389	0,228	0,262	-0,735
<i>Pontocythere turbida</i>	0,254	0,477	0,107	-0,332	0,272	0,028	-0,048	0,178	0,002	-0,120	0,105	0,391	0,576	0,486	-0,071	0,112	0,424	-0,161	-0,604	-0,266	-0,088	-0,088	-0,058	-0,450
<i>Sahncythere retroflexa</i>	0,447	0,455	0,495	-0,076	0,351	0,115	0,202	0,329	0,309	-0,031	-0,047	0,357	0,545	0,464	-0,310	-0,390	0,087	0,350	-0,219	-0,260	-0,492	0,223	0,276	-0,425
<i>Semicytherura incongruens</i>	0,286	0,578	0,585	-0,387	0,599	0,409	0,043	0,731	0,656	-0,087	0,309	0,788	0,592	0,808	-0,371	0,001	0,229	-0,059	-0,550	-0,723	-0,273	0,629	0,598	-0,903
<i>Semicytherura sulcata</i>	0,319	0,630	0,551	-0,248	0,504	0,204	0,089	0,479	0,305	0,083	0,107	0,638	0,682	0,660	-0,236	-0,016	0,436	0,082	-0,466	-0,592	-0,477	0,200	0,250	-0,703
<i>Urocythereis margaritifera</i>	0,749	0,701	0,726	0,011	0,591	0,504	0,575	0,682	0,315	0,321	0,085	0,590	0,657	0,590	-0,287	-0,288	-0,186	0,431	-0,515	-0,419	-0,333	0,173	0,298	-0,364
<i>Xestoleberis communis</i>	0,365	0,712	0,571	-0,201	0,560	0,303	0,289	0,559	0,392	0,015	0,022	0,642	0,700	0,687	-0,238	-0,015	0,317	0,129	-0,562	-0,620	-0,271	0,323	0,434	-0,646
<i>X. aff. X. fuscomaculata</i>	0,083	0,082	0,165	-0,312	0,141	0,207	0,193	0,372	0,258	0,075	0,016	0,271	0,066	0,257	0,043	0,267	-0,147	-0,210	-0,183	-0,073	0,000	0,263	0,189	-0,258
<i>A. salina</i>	-0,374	-0,317	-0,232	0,413	-0,239	-0,108	-0,019	-0,405	-0,304	0,303	-0,051	-0,328	-0,476	-0,449	-0,040	0,033	-0,002	-0,063	0,000	0,268	0,000	-0,208	-0,183	0,471
<i>D. tertiolecta</i>	-0,219	-0,707	-0,763	0,139	-0,711	-0,537	-0,295	-0,794	-0,589	-0,109	-0,330	-0,853	-0,650	-0,757	0,458	-0,127	-0,441	0,003	0,268	0,000	0,223	-0,543	-0,634	0,852
<i>V. fischeri</i>	-0,172	-0,398	-0,520	-0,235	-0,388	-0,244	-0,194	-0,206	-0,062	-0,159	0,225	-0,281	-0,178	-0,249	0,387	0,207	-0,177	-0,582	0,000	0,223	0,000	-0,224	-0,234	0,236
Batimetria	0,162	0,366	0,539	-0,204	0,495	0,424	0,084	0,547	0,709	-0,254	0,105	0,535	0,266	0,604	-0,300	-0,313	0,058	0,260	-0,208	-0,543	-0,224	0,000	0,955	-0,635
Distanza dalla costa	0,218	0,499	0,643	-0,053	0,594	0,544	0,190	0,618	0,681	-0,080	0,161	0,573	0,291	0,625	-0,428	-0,259	0,033	0,242	-0,183	-0,634	-0,234	0,955	0,000	-0,610
Granulometria	-0,284	-0,620	-0,656	0,391	-0,646	-0,403	-0,155	-0,772	-0,715	0,257	-0,361	-0,833	-0,717	-0,860	0,361	0,015	-0,444	0,012	0,471	0,852	0,236	-0,635	-0,610	0,000
Taxa S	0,359	0,558	0,506	-0,459	0,440	0,114	0,106	0,477	0,393	-0,194	0,221	0,665	0,774	0,713	-0,203	-0,170	0,505	0,100	-0,445	-0,601	-0,297	0,341	0,338	-0,779
Individuals	0,365	0,654	0,528	-0,345	0,532	0,248	0,086	0,535	0,363	-0,044	0,174	0,680	0,729	0,741	-0,269	-0,004	0,426	0,010	-0,581	-0,605	-0,366	0,286	0,317	-0,776
Dominance D	-0,185	-0,055	-0,445	0,107	0,030	0,090	-0,229	-0,059	0,079	-0,221	0,142	0,000	-0,104	0,040	-0,033	0,121	-0,164	-0,387	-0,169	0,101	0,517	-0,106	-0,179	0,033
Shannon H	0,357	0,286	0,528	-0,352	0,145	-0,059	0,249	0,238	0,104	0,028	0,020	0,301	0,492	0,310	-0,051	-0,251	0,341	0,335	-0,074	-0,312	-0,427	0,226	0,276	-0,362
Equitability J	-0,088	-0,335	0,020	0,268	-0,326	-0,145	0,186	-0,269	-0,341	0,271	-0,280	-0,480	-0,419	-0,542	0,133	0,076	-0,178	0,225	0,505	0,329	-0,196	-0,221	-0,149	0,513

Tabella 5.14 - Analisi della correlazione di Pearson tra alcune specie di ostracodi per NI, caratteristiche dell'associazione, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici per tutti i campioni.

	Be	V	Cr	Mn	Fe	Co	Ni	Cu	Zn	Ag	Cd	Ba	Tl	Pb	As	Se	Al	IPA	A. sal	D. tert	V. fis	Batim.	Dist.	Gran.
<i>Carinocythereis whitei</i>	0,367	0,623	0,567	-0,352	0,540	0,285	0,099	0,559	0,377	-0,063	0,225	0,677	0,680	0,743	-0,312	-0,005	0,428	0,016	-0,496	-0,586	-0,451	0,345	0,350	-0,799
<i>Cyprideis torosa</i>	0,398	0,641	0,577	-0,353	0,510	0,204	0,203	0,508	0,333	-0,118	0,012	0,658	0,812	0,715	-0,230	-0,088	0,496	0,171	-0,518	-0,604	-0,406	0,285	0,308	-0,745
<i>Cytheretta subradiosa</i>	0,202	0,318	-0,114	-0,201	0,097	-0,053	-0,063	0,013	-0,138	-0,133	0,361	0,159	0,237	0,232	-0,088	0,121	0,191	-0,191	-0,488	0,014	-0,024	-0,238	-0,189	-0,161
<i>Leptocythere crepidula</i>	0,176	0,533	0,494	-0,448	0,405	0,143	0,026	0,377	0,162	-0,084	0,063	0,605	0,633	0,606	-0,270	0,160	0,709	-0,002	-0,348	-0,619	-0,485	0,319	0,317	-0,741
<i>Leptocythere macella</i>	0,500	0,698	0,775	-0,206	0,640	0,405	0,303	0,719	0,526	0,042	0,087	0,710	0,785	0,774	-0,329	-0,152	0,252	0,207	-0,549	-0,710	-0,404	0,425	0,498	-0,784
<i>Loxococoncha affinis</i>	-0,237	0,106	-0,063	-0,430	-0,025	-0,278	-0,459	-0,088	-0,052	-0,161	0,349	0,221	0,194	0,185	-0,002	0,338	0,761	-0,388	-0,072	-0,326	-0,144	-0,061	-0,088	-0,459
<i>Loxococoncha elliptica</i>	0,628	0,635	0,708	-0,016	0,596	0,457	0,453	0,696	0,498	0,244	0,000	0,593	0,628	0,655	-0,277	-0,316	-0,206	0,337	-0,481	-0,410	-0,389	0,313	0,392	-0,495
<i>Loxococoncha ovulata</i>	0,362	0,711	0,568	-0,177	0,565	0,293	0,398	0,542	0,316	-0,082	0,024	0,624	0,741	0,677	-0,221	0,000	0,427	0,168	-0,552	-0,604	-0,311	0,240	0,337	-0,636
<i>Neocytherideis muelleri</i>	0,370	0,621	0,549	-0,252	0,513	0,199	0,153	0,481	0,357	-0,116	0,116	0,604	0,747	0,686	-0,183	-0,102	0,493	0,139	-0,476	-0,579	-0,394	0,217	0,255	-0,725
<i>Palmoconcha turbida</i>	0,316	0,628	0,557	-0,314	0,516	0,202	0,106	0,502	0,364	-0,113	0,203	0,650	0,724	0,706	-0,247	-0,013	0,564	0,058	-0,450	-0,644	-0,419	0,269	0,303	-0,792
<i>Pontocythere turbida</i>	0,288	0,580	0,373	-0,329	0,409	0,110	0,023	0,353	0,198	-0,082	0,132	0,542	0,660	0,614	-0,189	0,041	0,496	-0,027	-0,535	-0,476	-0,331	0,122	0,162	-0,648
<i>Sahncythere retroflexa</i>	0,485	0,541	0,552	-0,046	0,442	0,192	0,241	0,433	0,373	0,015	0,004	0,438	0,613	0,544	-0,282	-0,345	0,086	0,318	-0,342	-0,350	-0,461	0,194	0,267	-0,493
<i>Semicytherura incongruens</i>	0,340	0,654	0,688	-0,367	0,664	0,435	0,144	0,799	0,709	-0,110	0,304	0,849	0,712	0,867	-0,385	-0,039	0,310	0,013	-0,543	-0,829	-0,284	0,633	0,627	-0,966
<i>Semicytherura sulcata</i>	0,334	0,657	0,595	-0,246	0,530	0,231	0,131	0,513	0,326	0,077	0,076	0,661	0,718	0,678	-0,244	-0,016	0,452	0,114	-0,487	-0,642	-0,467	0,232	0,293	-0,721
<i>Urocythereis margaritifera</i>	0,811	0,771	0,819	-0,119	0,680	0,574	0,554	0,755	0,357	0,076	0,171	0,672	0,786	0,734	-0,408	-0,266	0,048	0,419	-0,570	-0,535	-0,414	0,315	0,398	-0,575
<i>Xestoleberis communis</i>	0,401	0,702	0,669	-0,262	0,561	0,266	0,279	0,556	0,335	-0,016	0,040	0,682	0,790	0,698	-0,243	-0,049	0,513	0,234	-0,478	-0,686	-0,457	0,281	0,351	-0,725
<i>X. aff. X. fuscomaculata</i>	0,182	0,185	0,254	-0,318	0,253	0,306	0,150	0,432	0,280	0,045	-0,002	0,356	0,177	0,385	-0,094	0,167	-0,125	-0,147	-0,309	-0,145	-0,103	0,371	0,286	-0,364
<i>A. salina</i>	-0,374	-0,317	-0,232	0,413	-0,239	-0,108	-0,019	-0,405	-0,304	0,303	-0,051	-0,328	-0,476	-0,449	-0,040	0,033	-0,002	-0,063	0,000	0,268	0,000	-0,208	-0,183	0,471
<i>D. tertiolecta</i>	-0,219	-0,707	-0,763	0,139	-0,711	-0,537	-0,295	-0,794	-0,589	-0,109	-0,330	-0,853	-0,650	-0,757	0,458	-0,127	-0,441	0,003	0,268	0,000	0,223	-0,543	-0,634	0,852
<i>V. fischeri</i>	-0,172	-0,398	-0,520	-0,235	-0,388	-0,244	-0,194	-0,206	-0,062	-0,159	0,225	-0,281	-0,178	-0,249	0,387	0,207	-0,177	-0,582	0,000	0,223	0,000	-0,224	-0,234	0,236
Batimetria	0,162	0,366	0,539	-0,204	0,495	0,424	0,084	0,547	0,709	-0,254	0,105	0,535	0,266	0,604	-0,300	-0,313	0,058	0,260	-0,208	-0,543	-0,224	0,000	0,955	-0,635
Distanza dalla costa	0,218	0,499	0,643	-0,053	0,594	0,544	0,190	0,618	0,681	-0,080	0,161	0,573	0,291	0,625	-0,428	-0,259	0,033	0,242	-0,183	-0,634	-0,234	0,955	0,000	-0,610
Granulometria	-0,284	-0,620	-0,656	0,391	-0,646	-0,403	-0,155	-0,772	-0,715	0,257	-0,361	-0,833	-0,717	-0,860	0,361	0,015	-0,444	0,012	0,471	0,852	0,236	-0,635	-0,610	0,000
Taxa S	0,359	0,558	0,506	-0,459	0,440	0,114	0,106	0,477	0,393	-0,194	0,221	0,665	0,774	0,713	-0,203	-0,170	0,505	0,100	-0,445	-0,601	-0,297	0,341	0,338	-0,779
Individuals	0,362	0,669	0,581	-0,326	0,552	0,250	0,131	0,556	0,391	-0,069	0,171	0,694	0,756	0,747	-0,273	-0,019	0,484	0,060	-0,535	-0,657	-0,398	0,303	0,343	-0,802
Dominance D	-0,232	-0,232	-0,653	0,082	-0,204	-0,107	-0,317	-0,336	-0,180	-0,264	0,000	-0,277	-0,226	-0,173	0,085	0,116	-0,185	-0,433	-0,124	0,368	0,613	-0,260	-0,321	0,270
Shannon H	0,441	0,401	0,653	-0,366	0,278	0,050	0,320	0,413	0,244	0,028	0,168	0,463	0,577	0,440	-0,086	-0,257	0,349	0,382	-0,159	-0,448	-0,482	0,277	0,318	-0,498
Equitability J	-0,025	-0,232	0,119	0,281	-0,204	-0,036	0,266	-0,118	-0,234	0,279	-0,124	-0,344	-0,368	-0,439	0,101	0,091	-0,172	0,257	0,445	0,220	-0,242	-0,195	-0,127	0,412

Tabella 5.15 - Analisi della correlazione di Pearson tra alcune specie di ostracodi per NV, caratteristiche dell'associazione, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici per tutti i campioni.

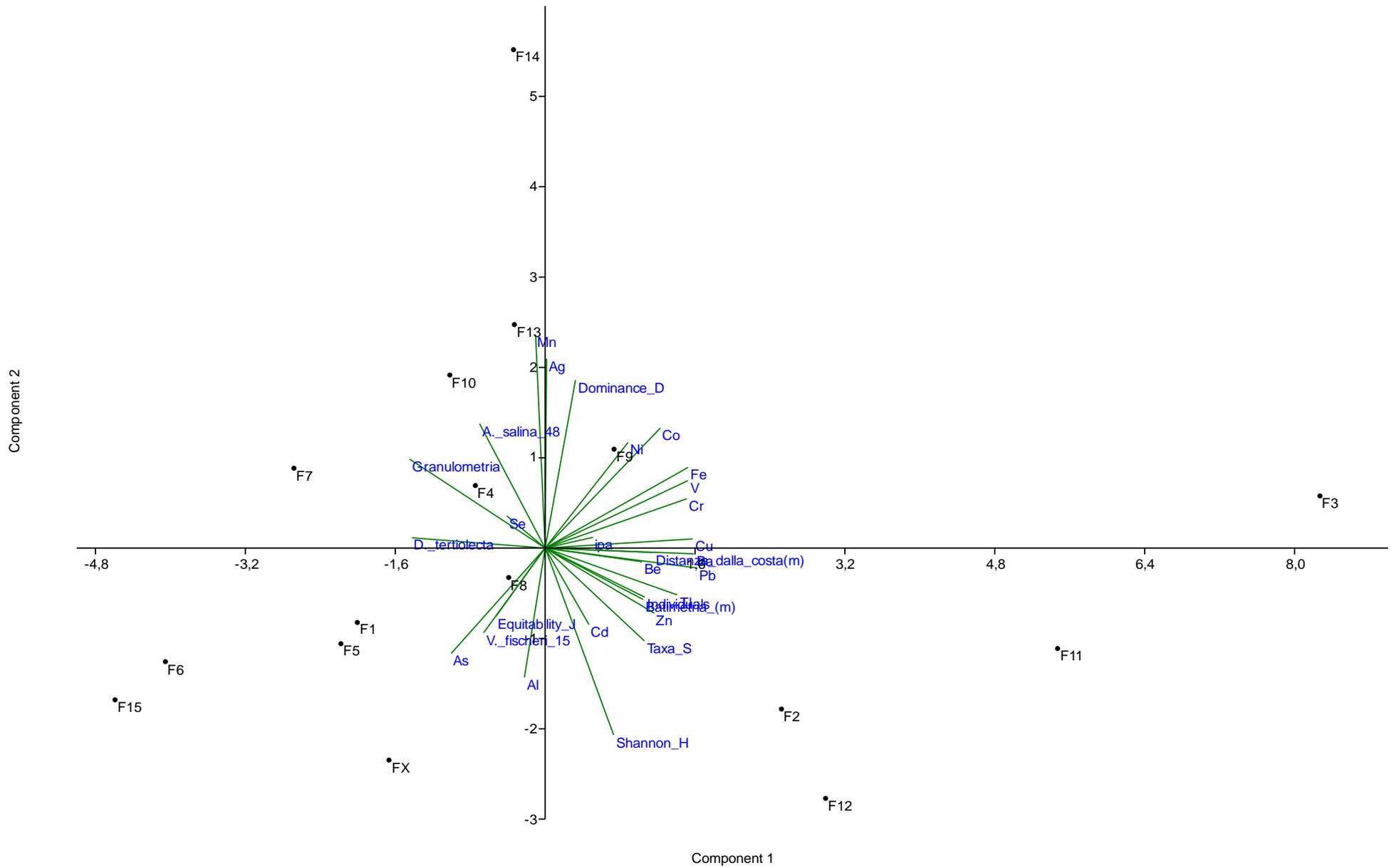


Figura 5.12 - Scatter plot per gli assi 1 e 2 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

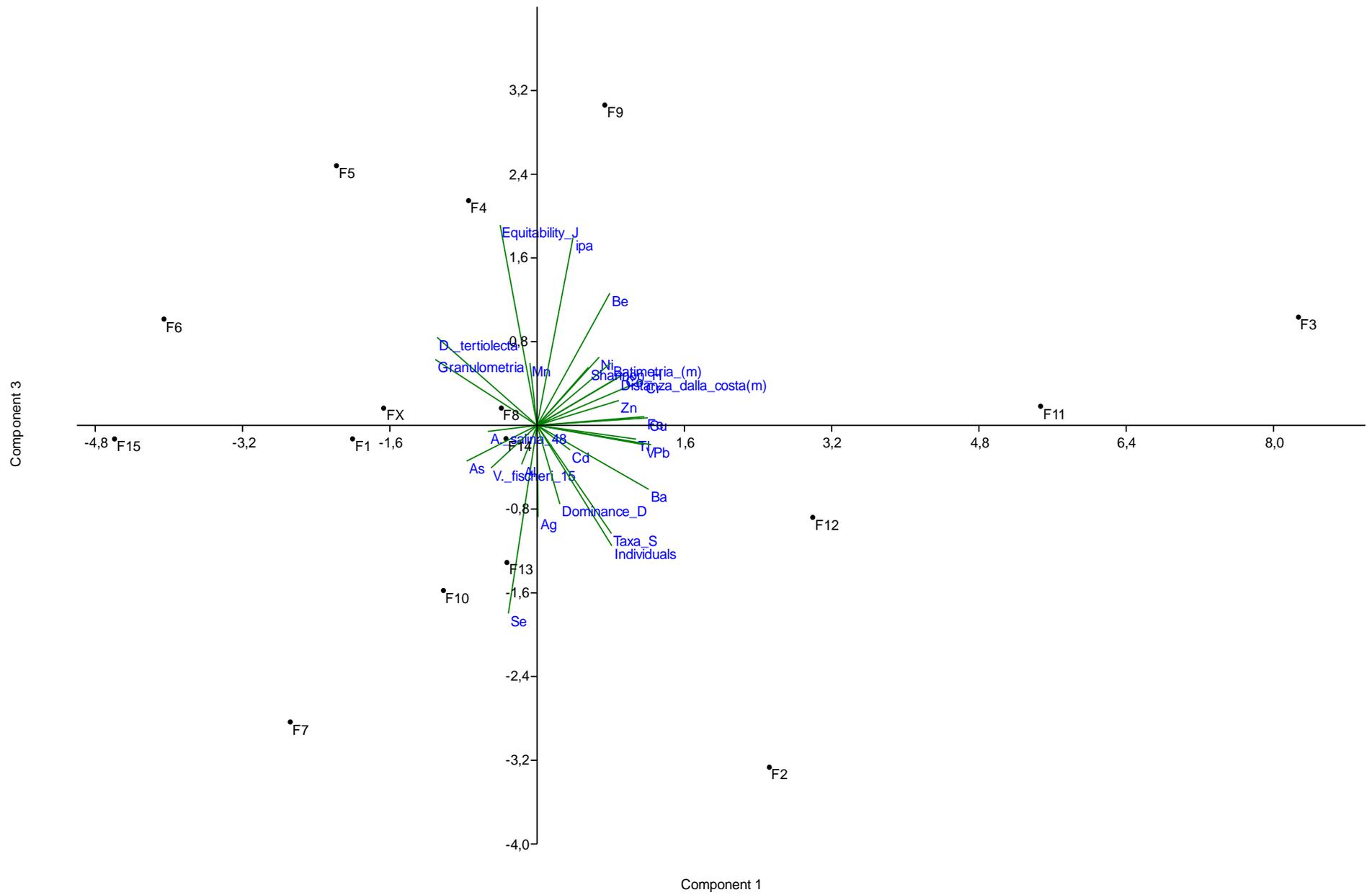


Figura 5.16 - Scatter plot per gli assi 1 e 3 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

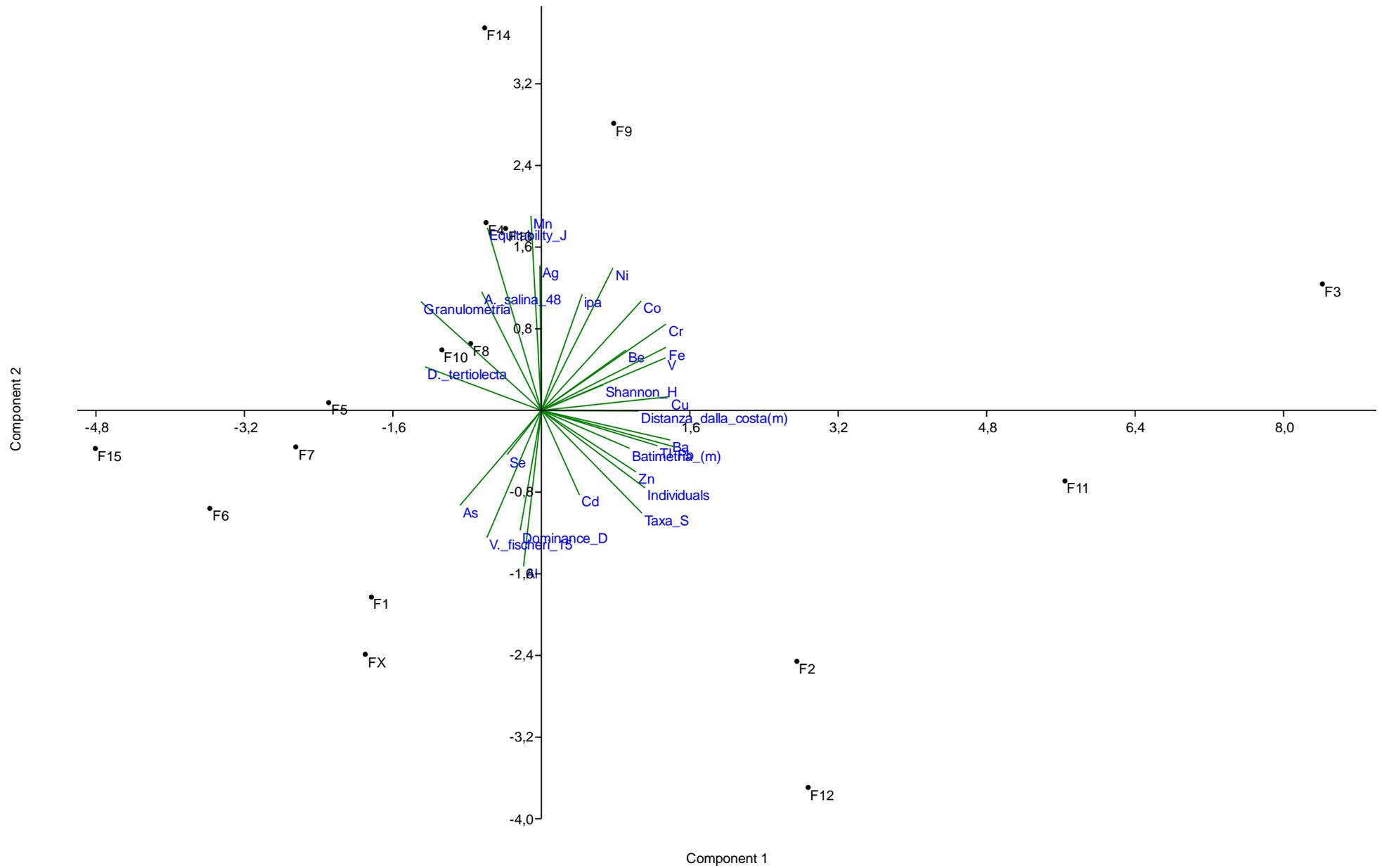


Figura 5.20 - Scatter plot per gli assi 1 e 2 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

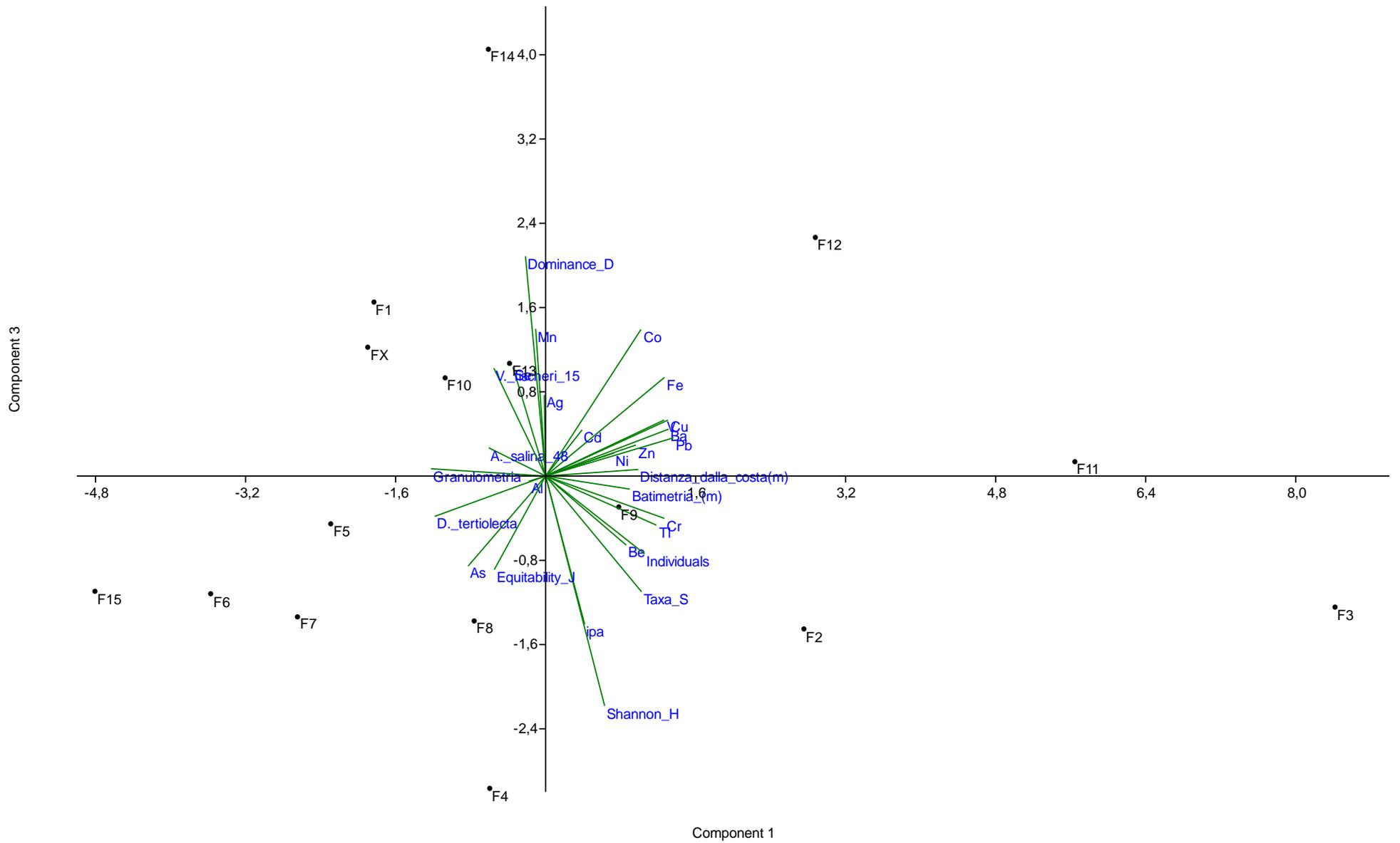


Figura 5.22 - Scatter plot per gli assi 1 e 3 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

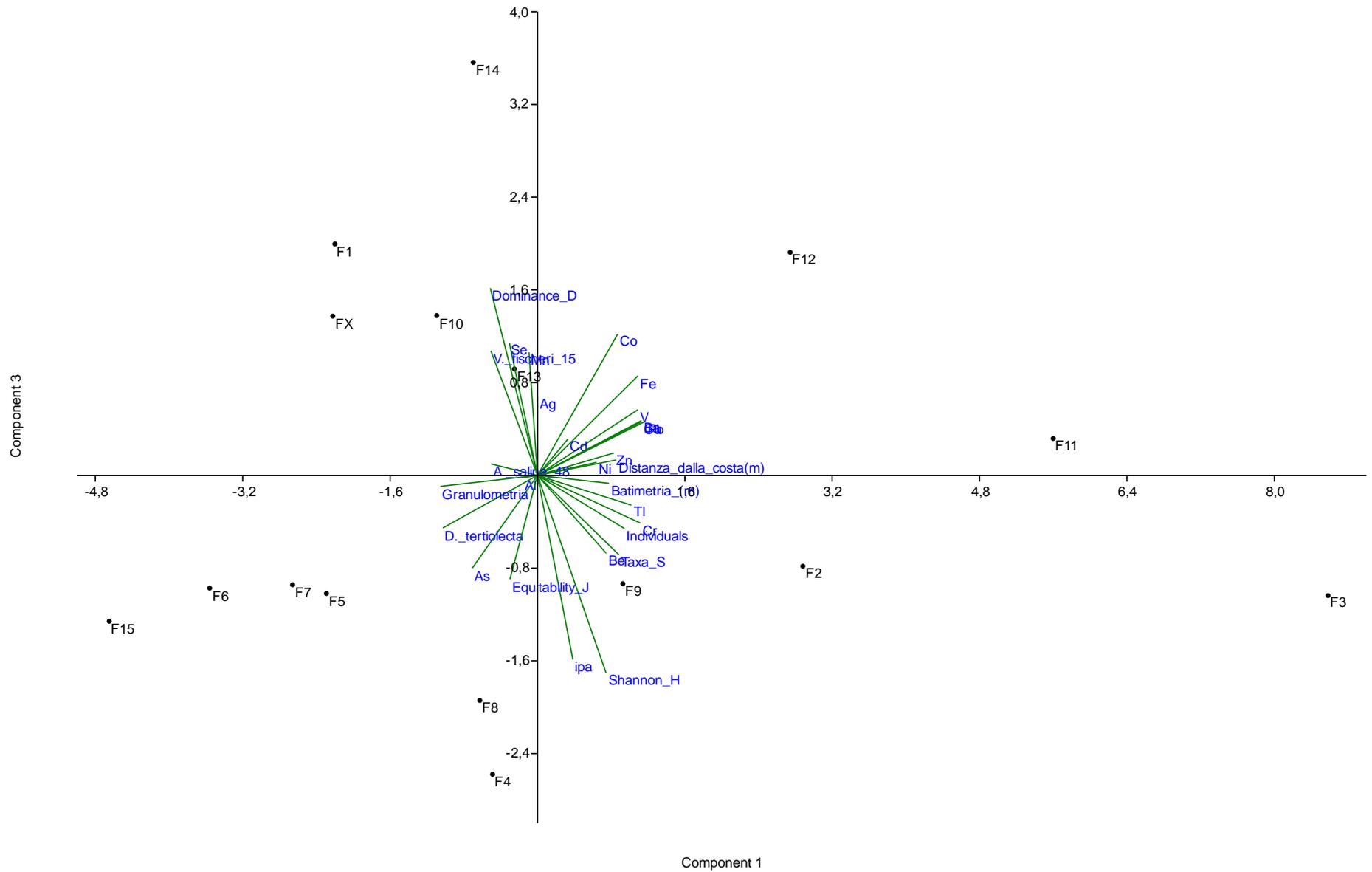


Figura 5.27 - Scatter plot per gli assi 1 e 3 della PCA per l'associazione a ostracodi per NV.

Capitolo 6: Silivri

Silivri è una città della provincia di Istanbul che affaccia sul Mar di Marmara, nell'area settentrionale. Le sue coste sono meta di balneazione, riceve un gran numero di turisti principalmente nella stagione estiva e le attività di ristorazione, pesca e vela sono molto sviluppate. Nella baia sfociano due piccoli fiumi: Boğluca e Sülüklü; d'estate la portata è molto ridotta, percorrono aree agricole e nell'ultimo tratto aree cittadine. Il letto del Boğluca è cementificato alla foce e negli ultimi anni è interessato da scarichi di materiali di scarto da costruzioni per l'abbattimento di edifici lungo l'argine.



Figura 6.1 - Area di studio: Silivri

Il 20% della popolazione della Turchia risiede nella regione di Marmara (Erel, 1992) e la zona costiera del Mar di Marmara ospita l'87% della popolazione turca che vive sulle coste (Erel, 1997). L'incremento delle attività industriali e domestiche nella regione influenzano in modo significativo le zone costiere e di piattaforma del Mar di Marmara. In particolare, per il golfo di Izmit (Yasar et al., 2001; Tolun et al., 2001; Balkis, 2003) e il Golden Horn (Istanbul) (Ergin et al., 1991), insenature costiere molto inquinate, ci sono studi ben definiti. La piattaforma settentrionale del Mar di Marmara è maggiormente sollecitata dall'aumento di inquinamento antropico da attività industriali (metallurgiche, alimentari, chimiche e tessili), da smaltimento dei rifiuti, pesca, dragaggio, turismo, rispetto al settore meridionale. Riceve contaminanti non solo dalle varie fonti terrestri locali, ma anche dalla metropoli densamente popolata e industrializzata di Istanbul e dal trasporto marittimo. Oltre agli scarichi industriali e domestici di Istanbul, anche gli afflussi inquinanti del Danubio vengono trasportati verso lo Stretto di Istanbul dalle correnti costiere (Besiktepe et al., 1994; Tugrul & Polat, 1995).

Nel settore meridionale, un forte impatto è dato anche dai grandi campi di agricoltura delle regioni del Kocayağ, Gönen e le aree che circondano il fiume Susurluk. Coelhan et al. (2006) hanno indicato che la contaminazione da organoclorurati nei pesci commestibili è più elevata nel Mar di Marmara che nei campioni prelevati dal Mar Mediterraneo. Il contenuto di metalli tossici in mitili e pesci dal Mar di Marmara è stato valutato in diversi lavori nel corso degli ultimi decenni e hanno riportato elevati livelli di piombo e mercurio nel biota, in particolare per il Mar di Marmara meridionale (Aksu et al., 2011).

6.1 - Area di studio

Il Mar di Marmara è un piccolo bacino intercontinentale (dimensioni circa 70 x 250 km) che collega il Mar Nero e il Mar Mediterraneo rispettivamente attraverso il canale del Bosforo (acque salmastre) e lo stretto dei Dardanelli. Le caratteristiche oceanografiche (chimico, biologico) del bacino sono influenzate dal Mar Nero e dal Mar Egeo. Il Mar di Marmara è recettore di un gran numero di scarichi di acque reflue provenienti da fonti a terra, per un

totale di $1,9 \times 10^6$ tonnellate di TOC (carbonio organico totale) e $2,7 \cdot 10^5$ tonnellate di TN (azoto totale) per anno dal Mar Nero. L'inquinamento degli scarichi di Istanbul costituisce la parte principale (40-65%) del totale degli scarichi antropici (Tuğrul & Polat, 1995).

Le attività antropiche nell'area costiera settentrionale del Mar di Marmara includono: acque reflue urbane e delle località estive, effluenti agricoli, scarti di fabbriche di olio di girasole, cementifici, pesca e trasporti (Oztürk et al., 2000). Inoltre il traffico di petroliere di diverse migliaia di galloni di petrolio sullo stretto del Bosforo è una minaccia costante per l'ecosistema marino (Albayrak et al., 2006).

Frequentemente, vi è una correlazione positiva tra carbonio organico e il livello di contaminanti in sedimenti marini costieri. Il contenuto di carbonio organico totale (TOC) nel sedimento può essere un indicatore di inquinamento (Shine & Wallace, 2000; Hyland et al., 2005). Analisi delle comunità bentoniche macrofaunali e le variabili ambientali associate, come il TOC dei sedimenti, sono strumenti importanti per valutare la salute degli ambienti marini costieri (Magni, 2003). Albayrak et al., 2006 attraverso tali dati e indici biotici quali AMBI (Borja & Muxika, 2005) e BENTIX (Simboura & Zenetos, 2002) misurano le variazioni biologiche e gli effetti della variabilità locali derivanti da fonti d'alterazione naturali e artificiali (Rees et al., 2005). Interessanti confronti per i campioni prelevati nella baia di Silivri verranno discussi in seguito.

Durante la fase di campionamento effettuata nel luglio del 2012, sono stati prelevati 11 campioni di sedimenti marini lungo la costa di Silivri, con profondità compresa tra 2,5 e 18 metri e una distanza dalla costa compresa tra 198 e 1500 m (Fig. 6.2; Tab. 6.1).



Figura 6.2 - Area di studio e punti campionati.

Campioni	Latitudine	Longitudine	Batimetria (m)	Distanza dalla costa (m)	Granulometria
S1	41° 04' 17.90" N	28° 14' 31.32" E	5	-	SFF
S2	41° 04' 22.40" N	28° 14' 27.16" E	5,5	-	SFF
S3	41° 04' 26.70" N	28° 14' 19.50" E	3	220	SM
S4	41° 04' 32.00" N	28° 14' 6.00" E	2,5	198	SM
S5	41° 04' 33.14" N	28° 13' 48.45" E	3	210	SM
S6	41° 04' 26.10" N	28° 13' 33.50" E	8	430	SM
S7	41° 04' 21.32" N	28° 13' 59.33" E	9	530	SFF
S8	41° 04' 15.90" N	28° 14' 16.10" E	9,5	621 (120 molo)	SFF
S9	41° 04' 4.20" N	28° 14' 22.70" E	16	390 (270 molo)	SF
S10	41° 04' 13.65" N	28° 13' 51.14" E	13	800	SFF
S11	41° 03' 50.46" N	28° 13' 31.30" E	18	1500	SFF

Tabella 6.1 - Coordinate, batimetria, distanza dalla costa e granulometria dei campioni studiati. SFF: sabbie molto fini; SF: sabbie fini; SM: sabbie medie.

6.2 - Analisi chimiche

Per gli undici campioni prelevati sono stati analizzati 15 elementi: Al, V, Fe, Ni, Cd, Sn, Ba, Tl, Pb, Hg, As, Zn, Cr e Cu. Il campione S1 ha la concentrazione più elevata, rispetto gli altri campioni, per ogni elemento, ad eccezione del Hg che è sempre assente; inoltre è l'unico campione in cui risultano presenti Cd e Tl. In generale i campioni a granulometria fine e molto fine hanno una percentuale più alta per la maggior parte dei metalli; il Cr e il Ni superano, rispettivamente in 7 e 6 campioni, il valore indicato dal D.M. 367/2003 come limite soglia per i sedimenti marini in Italia, usato come riferimento. Nella Tab 6.2. vengono riportate le concentrazioni degli elementi analizzati e il range di un'area vicina che affaccia sul Mar di Marmara, Kucukcekmece (Kolukirik et al., 2011).

Per i campioni S1, S2, S3, S4, S7 e S8 sono stati analizzati anche gli IPA, riportati in Tab. 6.3 con le concentrazioni di N e C. I valori non superano mai i limiti soglia fissati dal D.M. 367/2003 ma mostrano i valori più elevati nei campioni S2 e S1, interni al porticciolo.

Campioni	% N	% C	Totale IPA (mg/g)
S1	<0.5	1.85	0.0300
S2	<0.5	1.05	0.0418
S3	<0.5	0.35	0.0017
S4	<0.5	0.43	0.0013
S7	<0.5	1.53	0.0225
S8	<0.5	1.16	0.0148

Tabella 6.3 - N, azoto; C, carbonio; IPA: idrocarburi policiclici totali.

6.3 - Analisi ecotossicologiche

Per gli undici campioni è stato effettuato il test di tossicità acuta con il crostaceo marino *A. salina*. I risultati, esposti nel grafico in Fig. 6.3, mostrano una tossicità rilevante solo il campione S2, situato all'interno del porticciolo, seguito da S3 e S11; lieve tossicità per tutti gli altri campioni ad eccezione di S1 e S10.

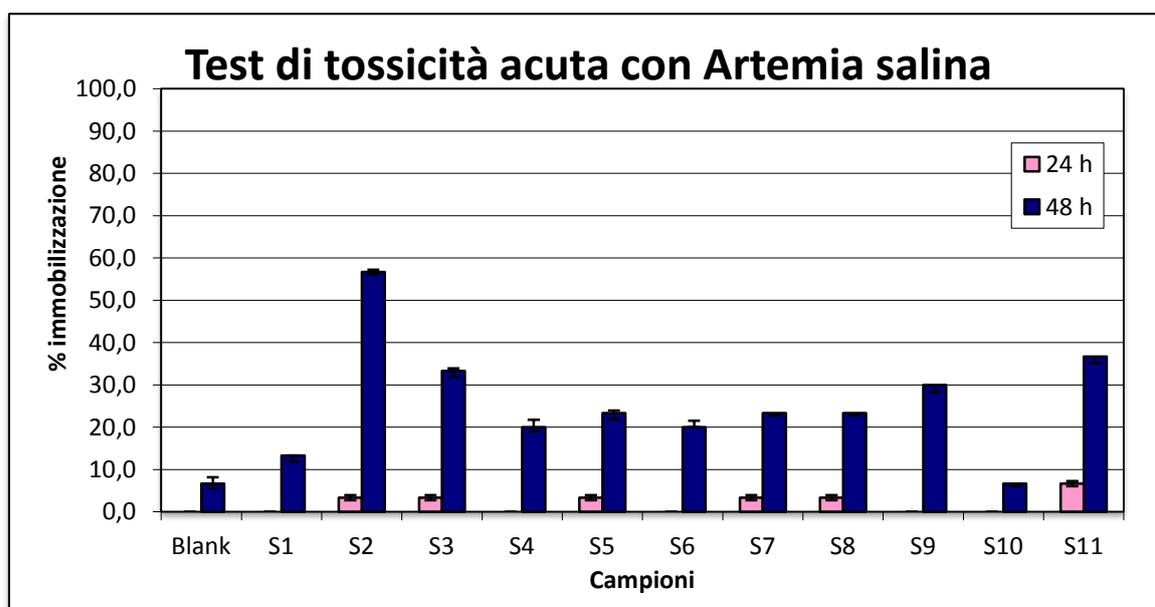


Figura 6.3 - Risultati del test eco tossicologico con *A. salina*.

6.4 - Analisi ecologiche

- Foraminiferi bentonici

L'associazione è composta da 66 specie, ripartite in 33 generi; 7 specie in nomenclatura aperta e una classificata al livello di famiglia Miliolidae, trattandosi di esemplari rappresentativi del solo stadio giovanile che non consente una più precisa attribuzione generica. La distribuzione quantitativa è riportata nella Tab. 6.4.

Il genere maggiormente rappresentato è *Elphidium* (13 specie), seguito da *Quinqueloculina* (10 specie) *Ammonia* (4 specie), *Rosalina* (4 specie). Le specie più abbondanti sono *Ammonia tepida* (30808 individui), *Ammonia parkinsoniana* (26984 individui), *Elphidium pulvereum* (6280 individui). Specie comuni, in ordine decrescente: *Elphidium maioricense* (4216 individui), *E. crispum* (4266), *E. aculeatum* (3888).

L'associazione a foraminiferi bentonici mostra una moderata variabilità e insieme all'abbondanza di specie eurialine indica l'influenza dei corsi d'acqua dolce che sfociano nella baia. Nella Tab. 6.5 vengono riportati i valori degli indici di dominanza, diversità (Indice di Shannon) ed equitabilità. L'abbondanza si riferisce al numero di individui uniformati a 100g di sedimento secco; il campione più abbondante è S11 con 14048 individui, fino ad un minimo di 2600 per il campione S6. Il numero di specie va da un minimo di 20 specie per i campioni S10 e S11 ad un massimo di 38 per il campione S8. Il campione S10 presenta il valore di dominanza maggiore (0,71) e il minimo valore di equitabilità (0,27); i valori minimi di dominanza sono espressi dai campioni S7 (0,10), S8 e S9 (0,12) e il massimo valore di equitabilità si riscontra nel campione S7 (0,77). S7 è anche il campione più diversificato in base all'indice di Shannon (2,57); S10 presenta il valore più basso (0,81) di diversità di Shannon.

I campioni S10 e S11 mostrano una fortissima dominanza della specie *Ammonia tepida*, rispettivamente l'84% e il 73,6% sul totale delle specie; mentre per i campioni a sabbie medie *Ammonia parkinsoniana* rappresenta il 60,6% (S5), 59,3% (S6) 54,6% (S4) e 48,7% (S3) dell'associazione. Anche i campioni S1 e S2 sono rappresentati da un'alta percentuale del genere *Ammonia* per un totale di 46,5% e 50,8 %.

La Fig. 6.4 mostra il raggruppamento dei campioni basato sui dati di abbondanza dei foraminiferi bentonici utilizzando l'algoritmo di clustering di Bray-Curtis. La Cluster analysis distingue i campioni S9, S10 e S11 (gruppo "F1") dai restanti, per la

Campioni	N°specie foraminiferi	Dominanza	Diversità di Shannon	Equitabilità
S1	31	0,15	2,45	0,71
S2	31	0,17	2,44	0,71
S3	28	0,26	2,15	0,65
S4	33	0,32	2,00	0,57
S5	25	0,38	1,78	0,55
S6	28	0,37	1,71	0,51
S7	36	0,10	2,75	0,77
S8	38	0,12	2,63	0,72
S9	34	0,12	2,59	0,73
S10	20	0,71	0,81	0,27
S11	20	0,55	1,21	0,40

Tabella 6.5 – Valori di abbondanza e diversità semplice dell'associazione di foraminiferi bentonici, indice di dominanza, di Shannon e di equitabilità.

composizione specifica e la maggiore profondità, ma il campione S9 si distingue a livello di similarità 0,4 sia per la differenza granulometrica che per diversi valori di dominanza, equitabilità e diversità, valori molto simili invece tra S10 e S11. Il gruppo "F2" si divide in due gruppi "F2a" (a sua volta suddivisibile in altri due gruppi) e "F2b". Il campione "F2a^{1c}" comprende i campioni a granulometria più fine con simili valori di diversità e abbondanza; "F2a²" è composto dai campioni S3 e S6, a sabbie medie, molto più poveri in numero di individui e numero di specie. IL gruppo "F2b" comprende i campioni S4 e S5, entrambi a sabbie medie, tra i più vicini alla costa e con valori molto simili di abbondanza e diversità.

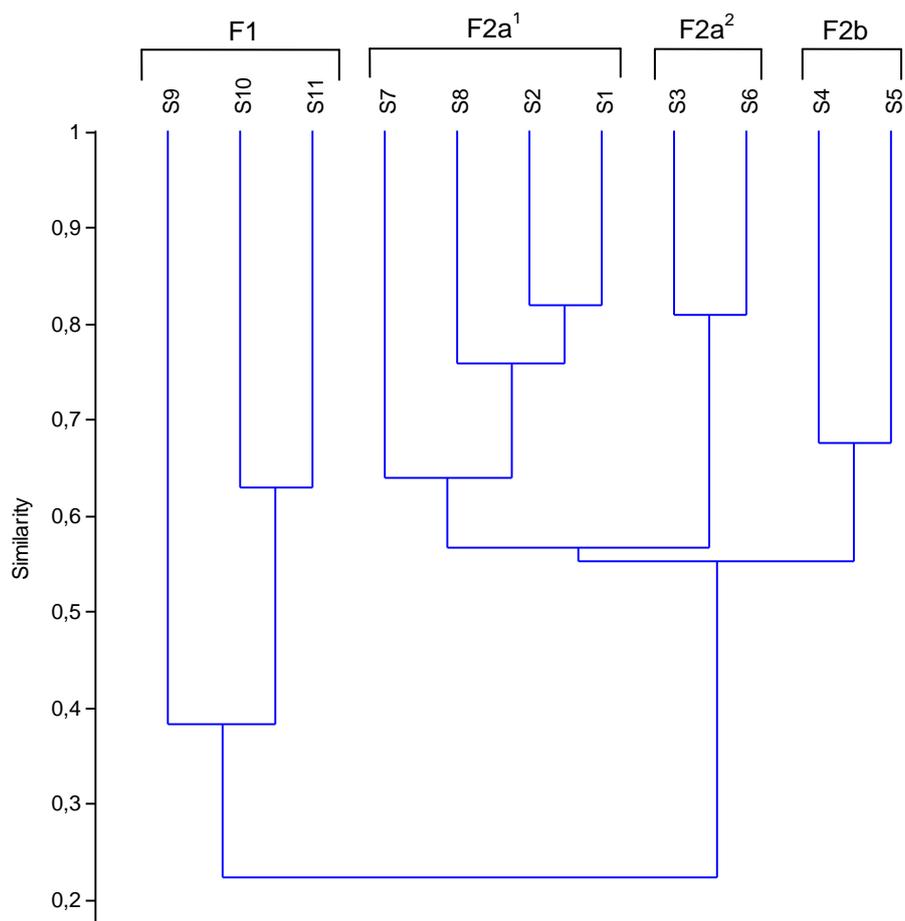


Figura 6.4 - Cluster per l'associazione a foraminiferi bentonici.

- Ostracodi

L'associazione a ostracodi include 84 specie, in 39 generi; 10 specie sono state classificate come affini a specie note e 3 lasciate in nomenclatura aperta; 8 sono considerate alloctone, poichè specie viventi esclusivamente in acque continentali. La distribuzione quantitativa della fauna autoctona è riportata nelle Tab. 6.6 per NI e Tab. 6.7 per NV, mentre la Tab. 6.8 si riferisce alle specie alloctone.

L'ostracofauna è caratterizzata dai generi *Semicytherura* (10 specie), *Loxoconcha* (6 specie), *Leptocythere* (6 specie), *Paradoxostoma* (6 specie), *Xestoleberis* (6) e *Callistocythere* (5). Le specie dominanti sono: *Pontocythere turbida* (5015 NI - numero minimo di individui, 1945 NV - numero di valve), *Loxoconcha affinis* (487 NI, 2615 NV), *Loxoconcha ovulata* (240 NI, 2683NV), *Loxoconcha rhomboidea* (377 NI, 1872 NV); e molto comuni: *Semicytherura velata* (296 NI, 831NV), *Urocythereis margaritifera* (286 NI, 1018 NV), *Semicytherura incongruens* (286 NI, 529 NV), *Semicytherura virgata* (266 NI, 931 NV), *Semicytherura rarecostata* (225NI, 609 NV), *Cytherois uffendorfei* (232 NI, 590 NV), *Carinocythereis carinata* (121 NI, 1921 NV), *Cyprideis torosa* (179 NI, 2503 NV).

I massimi valori di abbondanza e diversità si riscontrano nel campione S9 e S7: il primo con un'abbondanza di 1865 NI, 6313 NV e il secondo con una diversità semplice di 56 specie e un SI (Indice di Shannon) di 3,55 (NI), per NV il campione S9 presenta il più alto valore dell'indice di Shannon (3,21). I campioni S10 e S11 presentano i valori più alti di dominanza, rispettivamente 0,14 (NI), 0,11 (NV) e 0,12 (NI), 0,33 (NV) e i valori più bassi di equità 0,74 (NI), 0,69 (NV) e 0,76 (NI), 0,51 (NV) (Tab. 6.9).

Campioni	N° specie ostracodi	Abbondanza ostracodi NI x 100gi	Abbondanza ostracodi NV x 100g	Dominanza NI	Diversità di Shannon NI	Equitabilità NI	Dominanza NV	Diversità di Shannon NV	Equitabilità NV
S1	44	335	1049	0,05	3,34	0,88	0,07	3,05	0,81
S2	38	384	1042	0,08	2,99	0,82	0,09	2,76	0,76
S3	29	138	310	0,09	2,80	0,82	0,09	2,69	0,79
S4	30	144	427	0,09	2,78	0,83	0,10	2,67	0,79
S5	30	268	742,5	0,10	2,64	0,83	0,10	2,56	0,81
S6	24	195	389	0,08	2,88	0,85	0,08	2,77	0,81
S7	56	833	3549	0,04	3,55	0,88	0,08	3,08	0,76
S8	44	1049	3949	0,05	3,27	0,86	0,08	2,94	0,78
S9	50	1865	6313	0,05	3,40	0,87	0,06	3,21	0,82
S10	47	355	1931	0,14	2,85	0,74	0,11	2,64	0,69
S11	41	276	2768	0,12	2,81	0,76	0,32	1,91	0,51

Tabella 6.9 - Valori di abbondanza e diversità semplice dell'associazione a ostracodi, indice di dominanza, di Shannon e di equitabilità.

La Cluster analysis per NI (Fig. 6.5) distingue: un gruppo "Oi1", composto dai campioni S10 e S11 molto simili in abbondanza, diversità ma soprattutto per una forte dominanza di alcune specie oltre ad essere i due campioni più distanti dalla costa; e un gruppo "Oi2" a sua volta suddiviso. "Oi2a" comprende i campioni più diversificati a granulometria molto fine, prelevati tra i 9 e i 16 metri di profondità; il gruppo "Oi2b¹" comprende i 4 campioni a granulometria media con valori di abbondanza e diversità minori e il gruppo "Oi2b²" composto da i due campioni prelevati all'interno del porticciolo, S1 e S2, che hanno valori di diversità e di equitabilità diversi rispetto agli altri campioni con la stessa granulometria.

Per la Cluster analysis effettuata con i dati per NV (Fig. 6.6) il primo gruppo comprende i campioni da S7 a S11 suddiviso in "Ov1a" per i campioni S7, S8 e S9 (come per il gruppo "Oi2a") e "Ov1b" con S10 e S11 (come "Oi1") tutti accomunati da una maggiore distanza dalla costa e profondità e simili valori di abbondanza e diversità. Il secondo gruppo è suddiviso in "Ov2a" con i campioni S3, S4 e S5 a sabbie medie e con i valori più bassi di abbondanza e diversità, e "Ov2b" che comprende S1, S2 e S6, campioni che hanno caratteristiche intermedie tra i gruppi fin ora descritti.

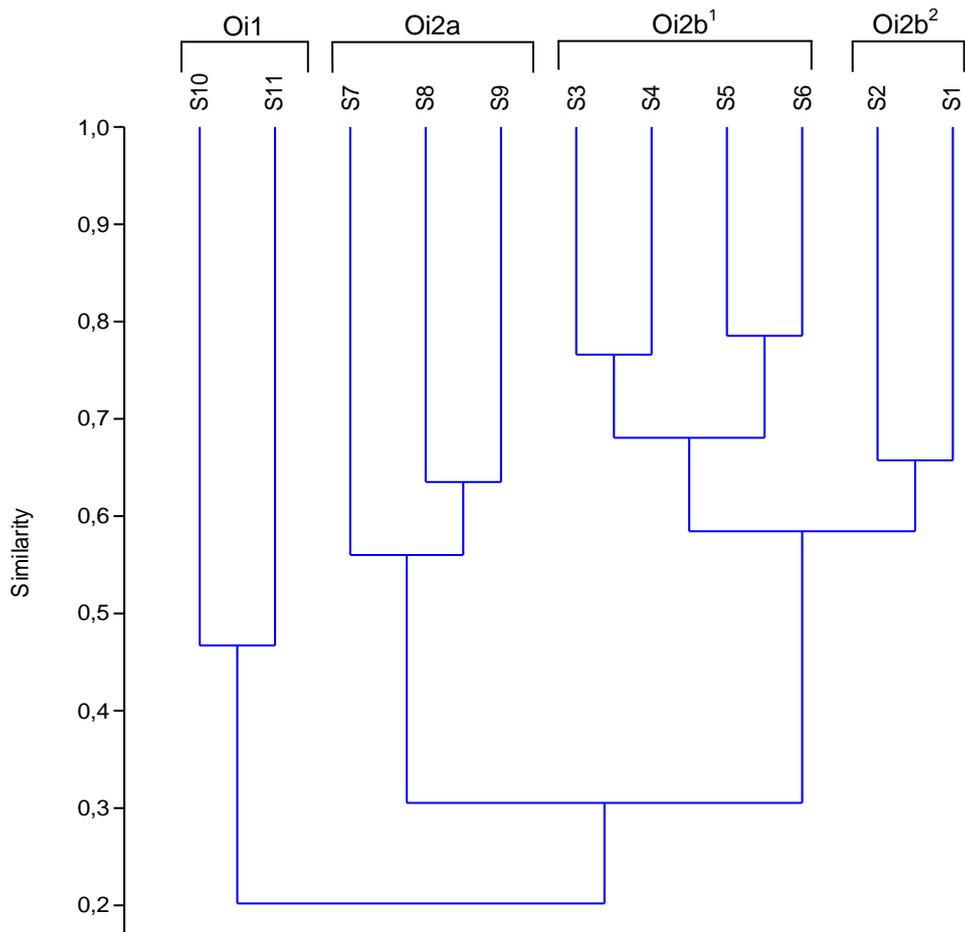


Figura 6.5 - Cluster per l'associazione a ostracodi per NI.

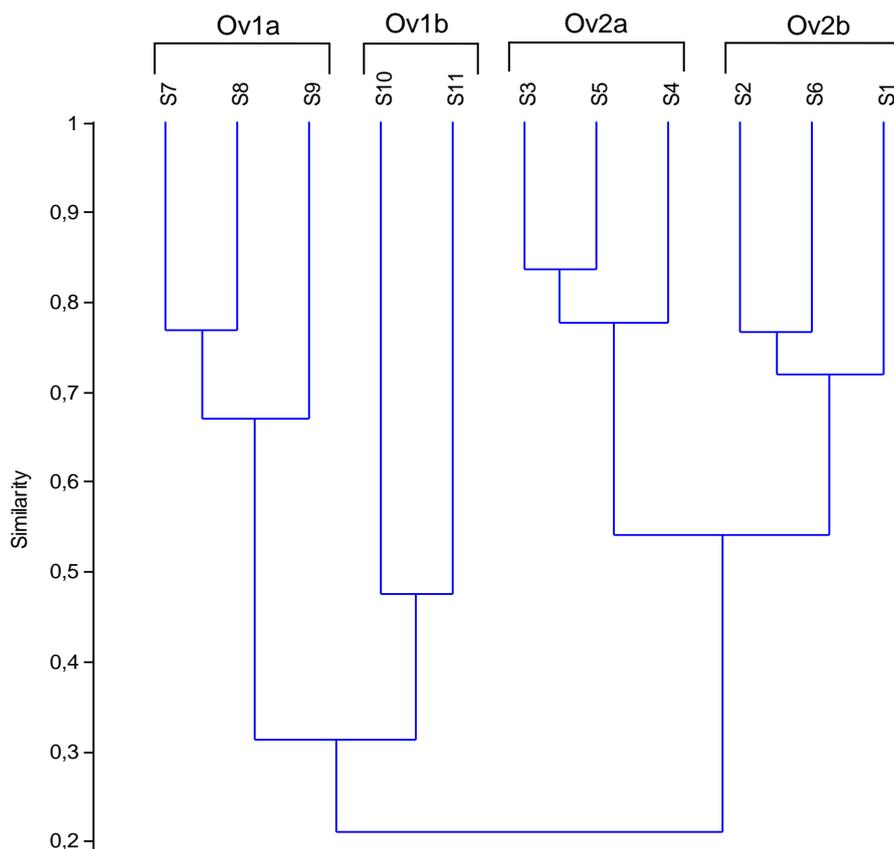


Figura 6.6 - Cluster per l'associazione a ostracodi per NV.

In Tab. 6.10 viene riportato il rapporto fra l'abbondanza per 100g dell'associazione a foraminiferi e quella a ostracodi (per NI e NV). Un valore più elevato, quindi una quantità maggiore di foraminiferi, indica un ambiente in cui organismi unicellulari vivono e proliferano più di gruppi sistematici maggiormente complessi, come gli ostracodi (crostacei). Il valori più bassi si osservano (sia per NI che per NV) per i campioni S7 e S8, in cui le associazioni di ostracodi e foraminiferi bentonici sono abbondanti e diversificate. I campioni S10 e S11 mostrano forti differenze per i valori NI dagli NV poiché si osserva un'elevata presenza di mute immature rispetto agli individui adulti nelle associazioni. Possibili condizioni stressanti per quest'area sono ipotizzabili per uno scarico a largo di reflui urbani, che comporterebbe modifiche nella salinità, nella sostanza organica e ossigeno al fondo. Le associazioni a foraminiferi presentano un'elevata percentuale della specie *Ammonia tepida*. Albayrak et al. (2006) hanno riscontrato, in campioni con simili batimetrie nella baia di Silivri, una forte degradazione ambientale.

Campioni	Rapporto F/O NI	Rapporto F/O NV
S1	17,58	5,61
S2	15,98	5,90
S3	32,46	14,45
S4	61,56	20,76
S5	30,87	11,16
S6	13,33	6,68
S7	6,01	1,41
S8	6,19	1,64
S9	19,56	5,78
S10	19,22	3,54
S11	50,90	5,08

Tabella 6.10 - Rapporto tra il numero di individui delle associazioni a foraminiferi e ostracodi per NI e NV

6.5 - Analisi statistiche e discussione

L'analisi della correlazione di Pearson è stata effettuata per le 9 specie di foraminiferi e 17 di ostracodi con abbondanza relativa maggiore del 5% almeno in un campione, i parametri profondità e granulometria, il valore di tossicità per *A. salina*, le concentrazioni dei 13 elementi in traccia analizzati per quest'area e numero di specie, numero di individui, indice di dominanza, di diversità di Shannon e di equitabilità di ogni campione.

Nella Tab. 6.11 vengono riportati i coefficienti di Pearson ottenuti dall'analisi dei dati per l'associazione a foraminiferi bentonici e vengono indicati in neretto i valori statisticamente significativi. La specie *Ammonia parkinsoniana* correla negativamente con Al, V, Fe, Ni e Cu e positivamente con il parametro granulometria. La specie *Quinqueloculina lata* correla positivamente con Al, V, Fe, Ni e Cr. Ad eccezione di Cd e Tl, gli elementi in traccia presentano una forte correlazione con la granulometria; Fe, Ni e Cr anche con la batimetria. Il numero di individui aumenta all'aumentare della profondità.

Nelle Tab. 6.12 e Tab. 6.13 vengono riportati i coefficienti di Pearson, rispettivamente per NI e NV dell'associazione a ostracodi. Oltre alle correlazione degli elementi in traccia con batimetria e granulometria appena descritti, si notano forti correlazioni tra il numero di individui e gli elementi in traccia ad esclusione di Cd, Sn, Tl e As, ma il numero di individui è anch'esso un fattore che correla fortemente con la batimetria e anticorrela con la granulometria. Lo stesso comportamento si può osservare per l'indice di Shannon.

Per NI si osserva anche un'anticorrelazione tra *Cytherois uffenordei* e la tossicità per *A. salina*. Per NV si osserva invece una correlazione positiva di *C. uffenordei* per il Fe e di *Loxoconcha rhomboidea* per Al, V, Fe, Ni, Zn e Cr. Inoltre si nota un'anticorrelazione fra la concentrazione di Fe e l'indice di equitabilità.

La stessa matrice di dati è stata utilizzata per la Cluster analysis e la PCA. Nella Tab. 6.14 vengono riportati gli eigenvalue e la varianza degli assi principali per l'analisi delle componenti principali con l'associazione a foraminiferi; i primi 3 assi spiegano circa l'89% della varianza totale.

PC	Eigenvalue	% varianza
1	11,7881	56,134
2	4,43979	21,142
3	2,46355	11,731
4	1,34577	6,4085
5	0,619745	2,9512
6	0,140271	0,66796
7	0,10425	0,49643
8	0,058502	0,27858
9	0,027303	0,13002
10	0,012748	0,060707

Tabella 6.14 - Eigenvalue e percentuale di varianza della PCA per l'associazione a foraminiferi.

Nella Fig. 6.7 lo scatter plot per gli assi 1 e 2 mostra un'aggregazione dei campioni ben confrontabile con la Cluster analysis (Fig. 6.8). Tutti i campioni a granulometria fine e molto fine vengono inclusi nel gruppo 1, S9 è isolato in "Ftd1a", unico campione a granulometria fine, con il maggior numero di individui e una moderata diversità; i campioni S10 e S11 (gruppo "Ftd1b^{1c}") e S1, S2, S7 e S8 (gruppo "Ftd1b^{2c}") si ritrovano nei quadranti positivi dell'asse 1 per la granulometria e la concentrazione degli elementi in traccia, parametri che spiegano in misura maggiore la distribuzione su questo asse (Loadings in Fig. 6.9); invece lungo l'asse 2 i campioni vengono separati per i differenti valori di dominanza, equitabilità e diversità di Shannon, nonché profondità e numero di individui (Fig. 6.10). I campioni S3, S4, S5 e S6 (gruppo "Ftd2" della Cluster analysis) si posizionano nei quadranti negativi dell'asse 1 e presentano valori intermedi per i parametri rilevanti dell'asse 2. Lo scatter plot per gli assi 1 e 3 (Fig. 6.11) (Loadings in Fig. 6.12) mostra un posizionamento dei campioni basato soprattutto sui parametri: concentrazione di Cd, Tl e batimetria, seguiti dal numero di individui e la tossicità per *A. salina*. Il campione S1 è isolato dagli altri poiché è l'unico in cui sono presenti i due metalli (Cd e Tl), la batimetria è bassa e non presenta rilevante ecotossicità. I campioni S2, S9 e S11 si ritrovano nei quadranti positivi per l'asse 2 poiché presentano valori più elevati di tossicità, e S7, S8 anche per il numero di individui. Il campione S10 è situato più in basso per il forte indice di dominanza.

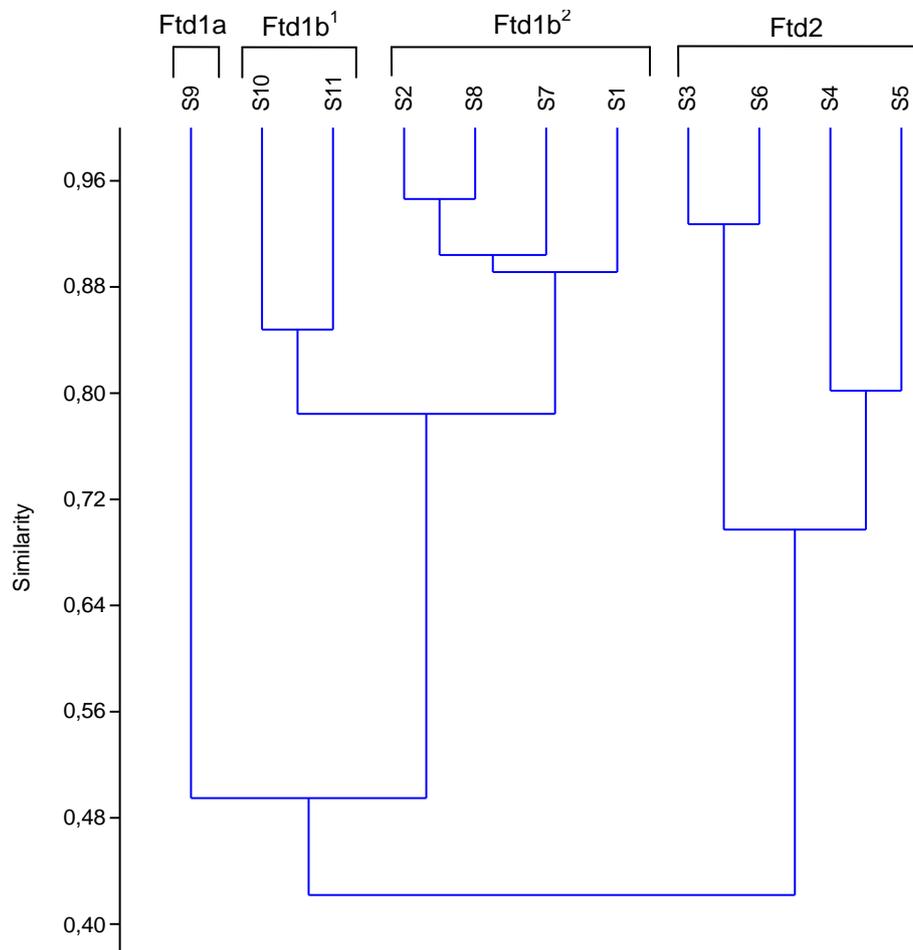


Figura 6.8 - Cluster dei campioni secondo le informazioni dell'associazione a foraminiferi, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici.

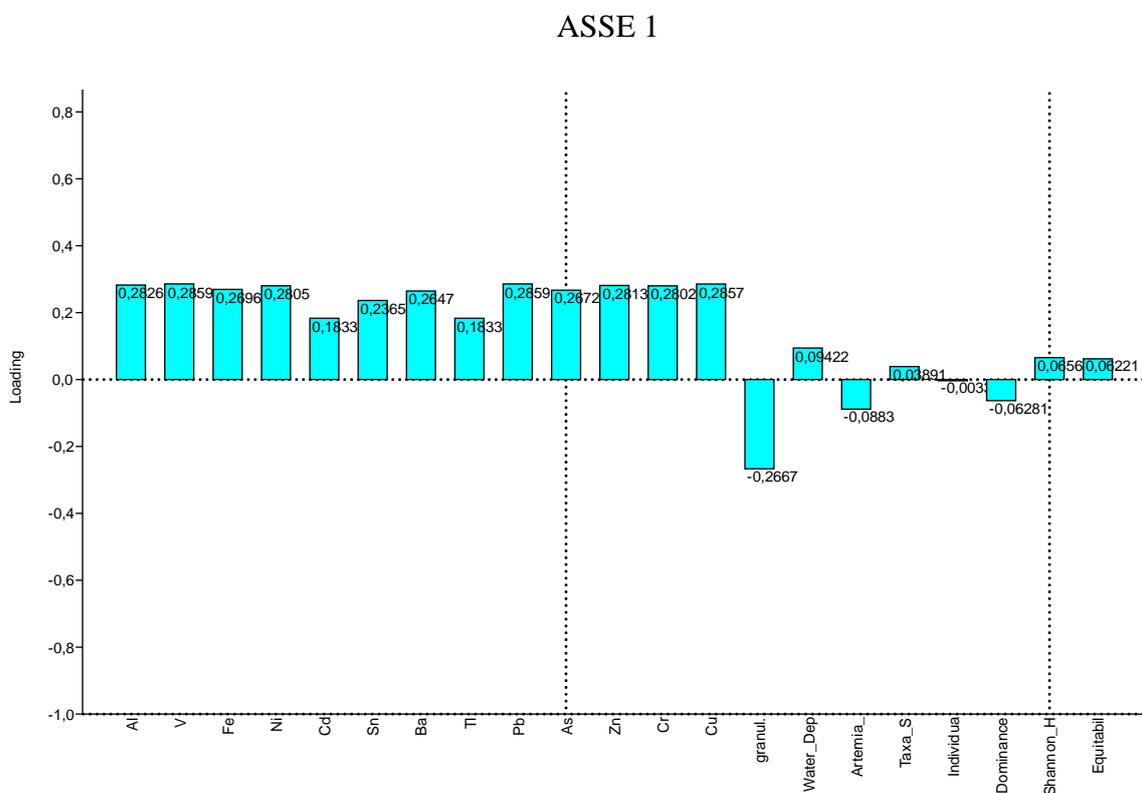


Figura 6.9 - Valori di loadings per l'asse 1 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

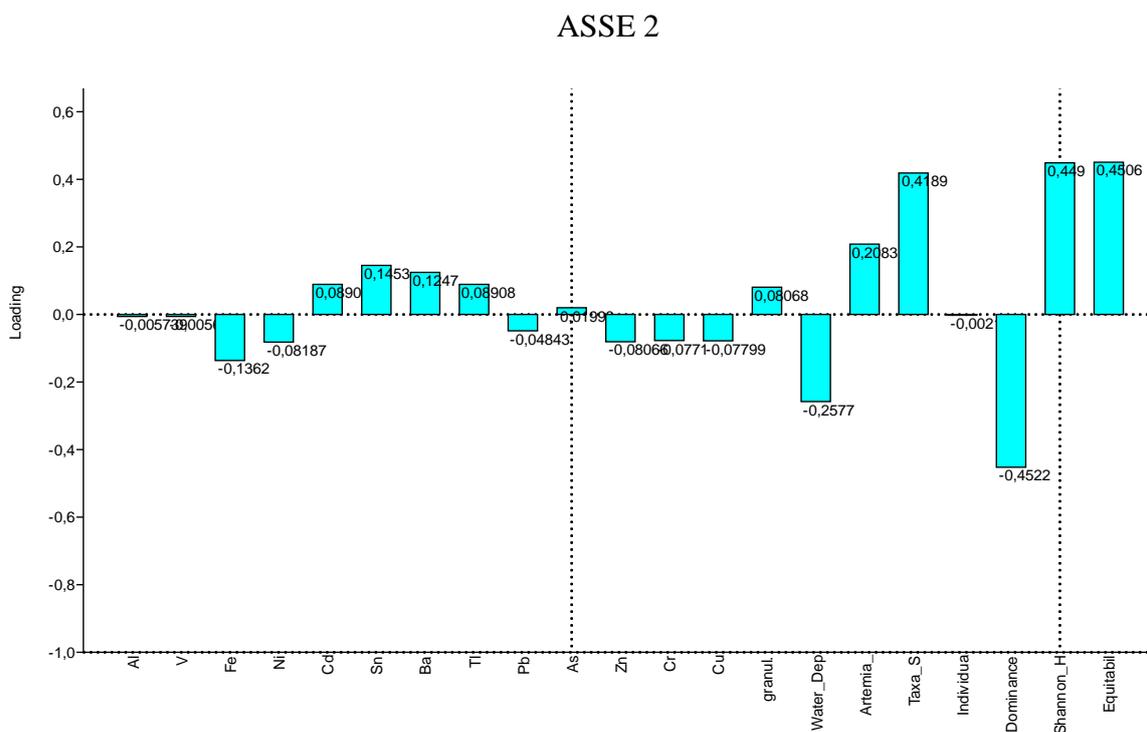


Figura 6.10 - Valori di loadings per l'asse 2 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

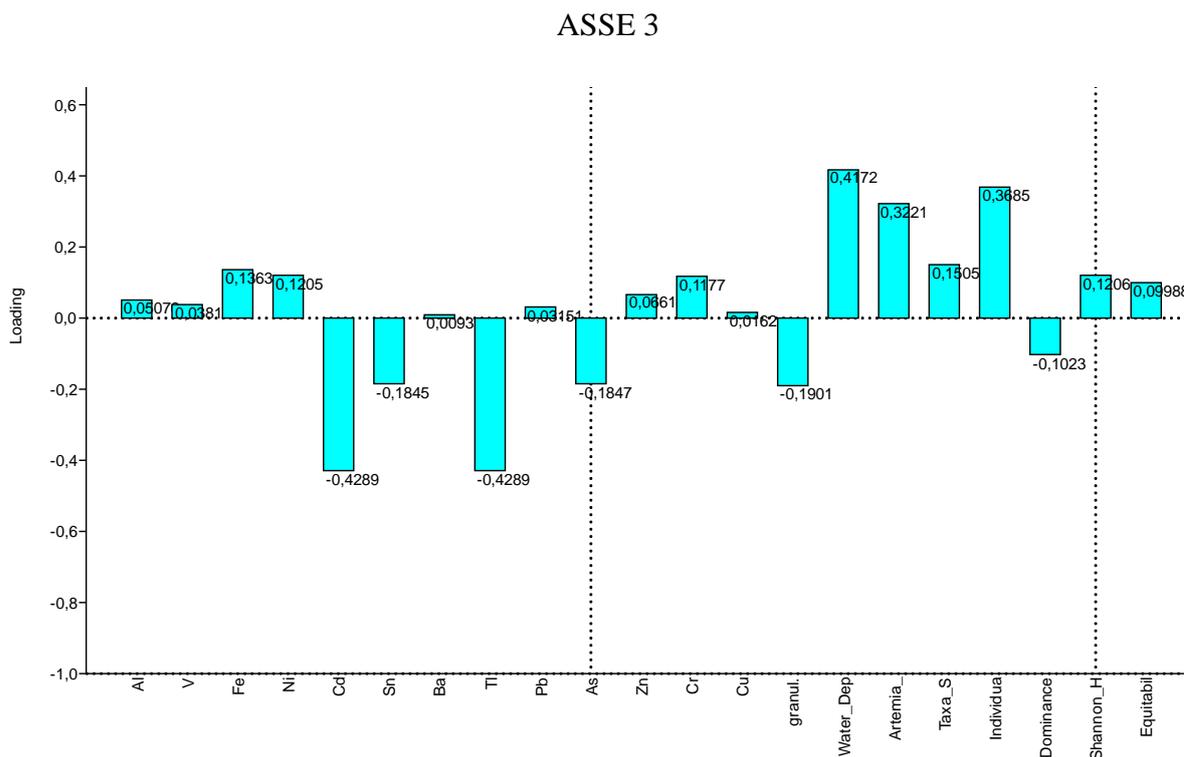


Figura 6.12 - Valori di loadings per l'asse 3 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

Le stesse analisi sono state effettuate per l'ostracofauna per NI e NV; in Tab. 6.15 e fig. Tab 6.16 vengono riportati i valori degli eigenvalue e della varianza per gli assi principali della PCA. In entrambi i casi circa il 90% della varianza totale è spiegato dalla somma dei primi 3 assi.

PC	Eigenvalue	% varianza
1	12,7932	60,92
2	3,14803	14,991
3	2,91915	13,901
4	1,32436	6,3065
5	0,461288	2,1966
6	0,166128	0,79109
7	0,127809	0,60861
8	0,034095	0,16236
9	0,023274	0,11083
10	0,002645	0,012596

Tabella 6.15 - Eigenvalue e percentuale di varianza della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

PC	Eigenvalue	% variance
1	12,502	59,533
2	3,81941	18,188
3	2,50288	11,918
4	1,33291	6,3472
5	0,554883	2,6423
6	0,134326	0,63965
7	0,089335	0,42541
8	0,053264	0,25364
9	0,008472	0,040342
10	0,002497	0,011888

Tabella 6.16 - Eigenvalue e percentuale di varianza della PCA per l'associazione a ostracodi per NV.

In Fig. 6.13 si riporta lo scatter plot per NI per gli assi 1 - 2, spiegati dai loadings in Fig. 6.14 e Fig 6.15. I campioni si distribuiscono lungo l'asse 1 in base ai dati granulometrici e alle concentrazioni degli elementi in traccia, in particolare Al, V, Ni, Pb, Zn, Cr, Cu e Fe. Difatti ritroviamo nel quadrante negativo i campioni S3, S4, S5 e S6 a sabbie medie e con un minor contenuto di metalli. L'asse 2 è spiegato soprattutto dai fattori equitabilità, dominanza e batimetria, seguiti dalla concentrazione di Cd e Tl. Ciò isola parzialmente il campione S1 dal gruppo composto dai campioni dei quadranti positivi per l'asse 1, che secondo la cluster analysis si suddividono in: S1, S2, S7, S8, S10 e S11 (gruppo "Oitd1a") e S9 ("Oitd1b") (Fig. 6.16). I campioni S3, S4, S5 e S6 sono inclusi nel gruppo "Oitd2". Lungo l'asse 3 (Scatter plot per gli assi 1-3, Fig. 6.17; Loadings Fig. 6.18) i campioni si distribuiscono in base al numero di individui e agli indici di dominanza, equitabilità e diversità di Shannon, ciò comporta un separazione dei campioni S7, S8 e S9 nel quadrante positivo poiché più abbondanti e diversificati.

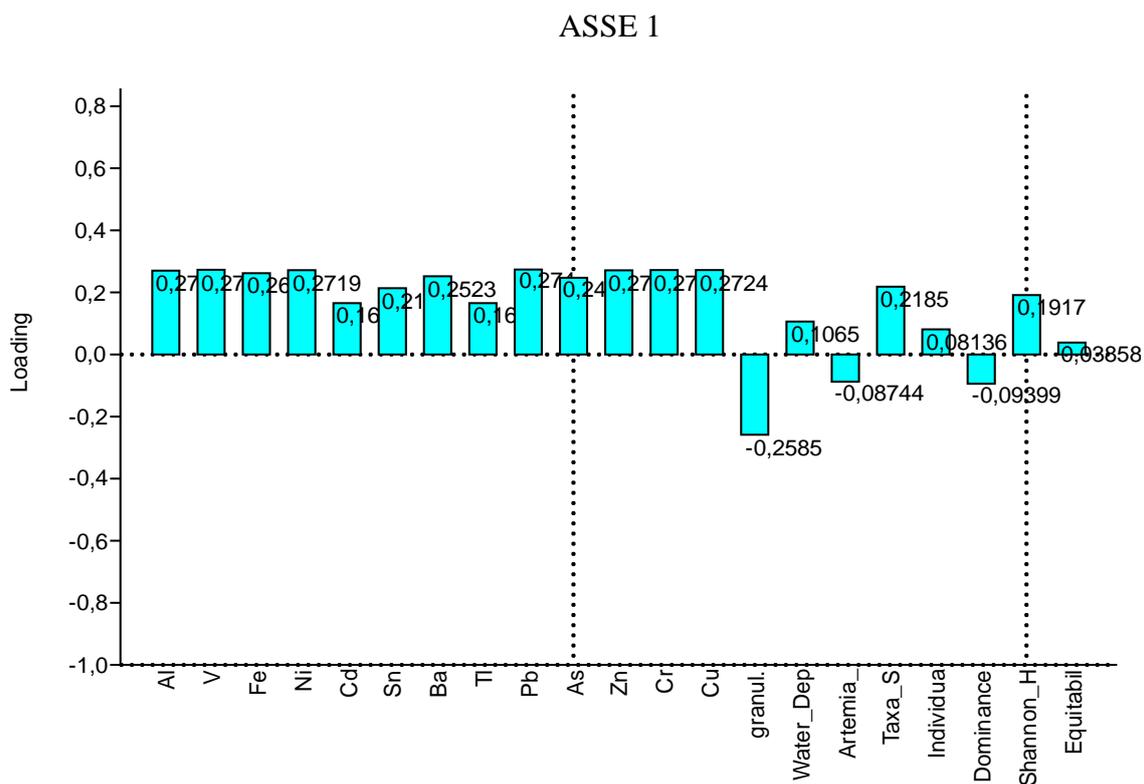


Figura 6.14 - Valori di loadings per l'asse 1 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

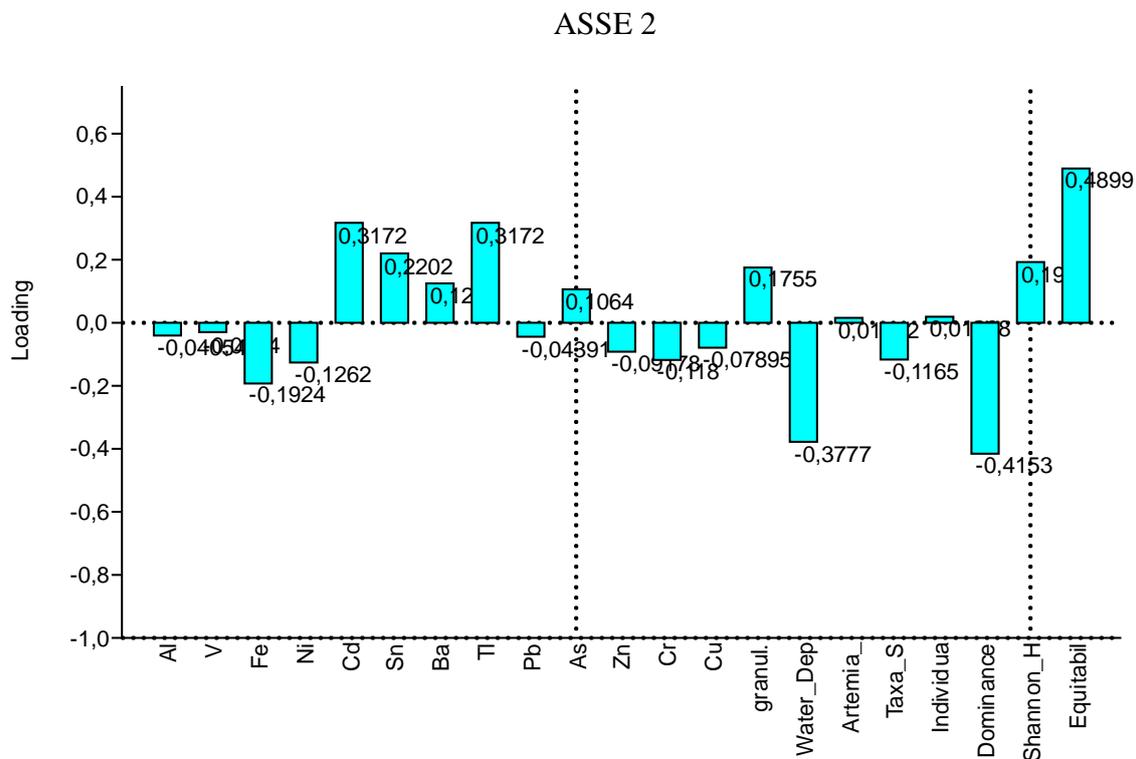


Figura 6.15 - Valori di loadings per l'asse 2 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

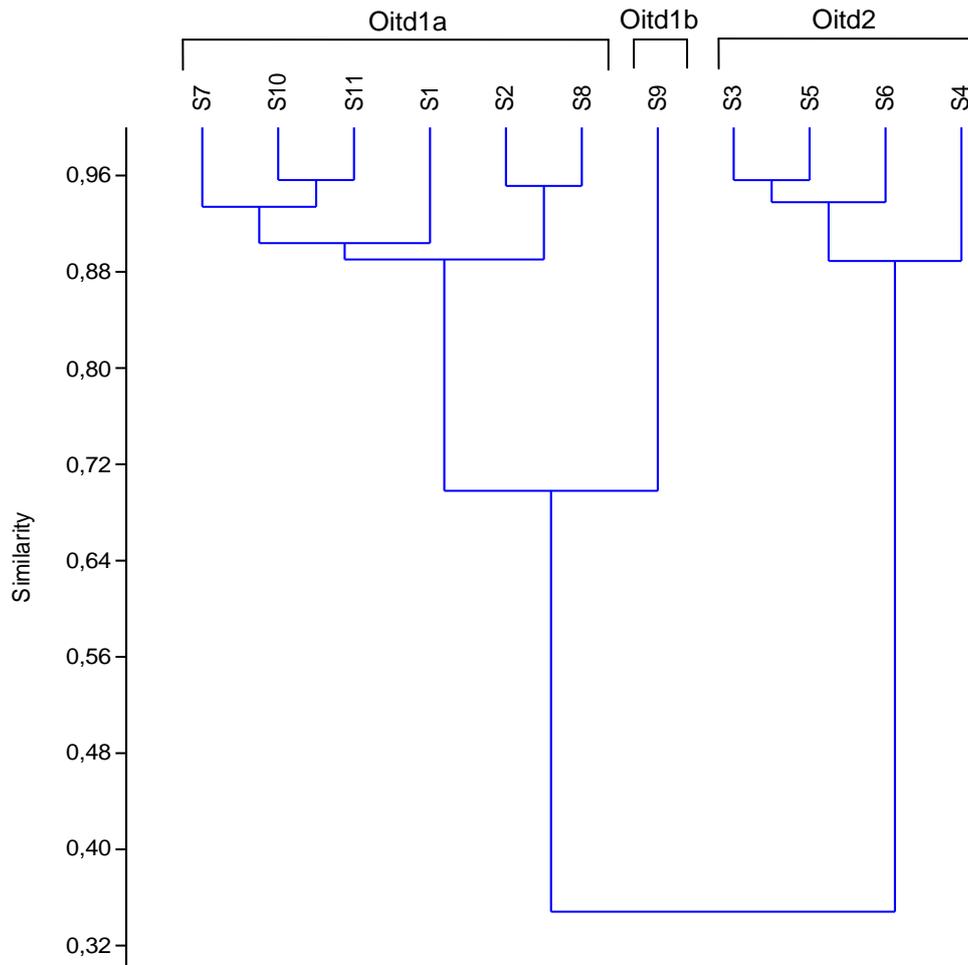


Figura 6.16 - Cluster dei campioni secondo le informazioni dell'associazione a ostracodi per NI, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici.

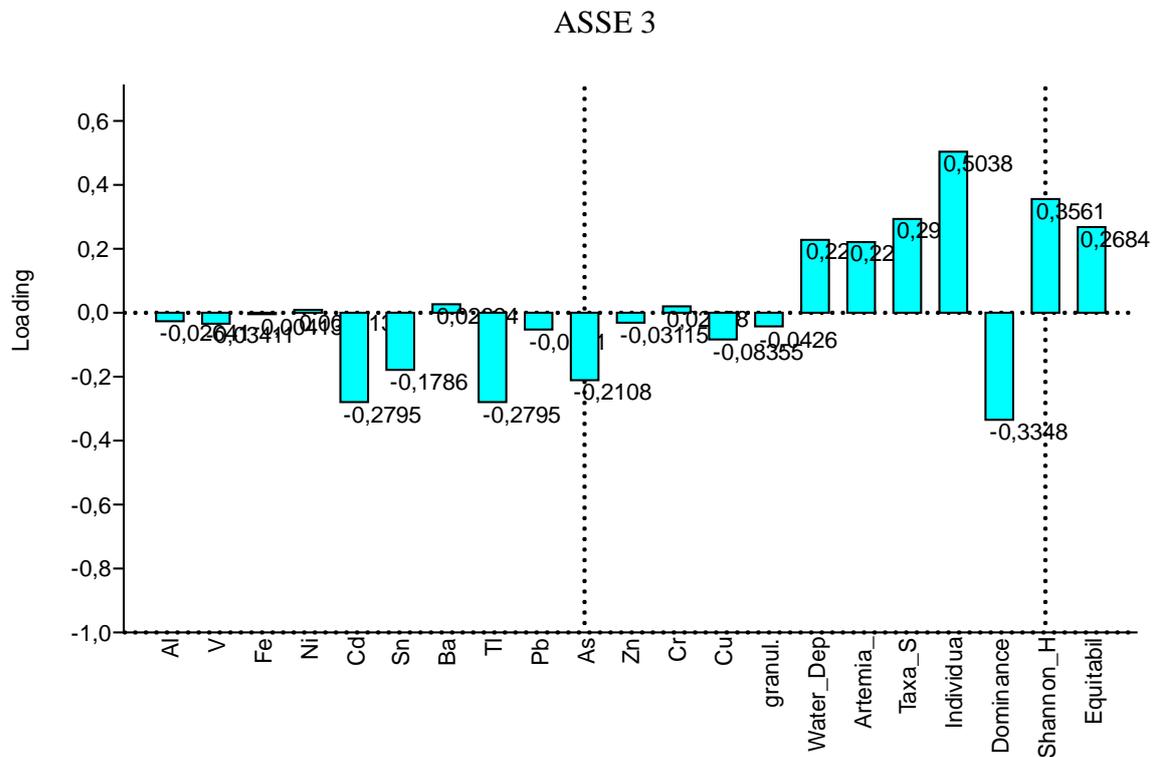


Figura 6.18 - Valori di loadings per l'asse 3 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

I risultati non sono molto differenti per le analisi effettuate per NV (Scatter plot: Fig. 6.19, Fig. 6.20; Loadings: Fig. 6.21, Fig. 6.22, Fig. 6.23). Il raggruppamento dei campioni effettuato dalla cluster analysis è sostanzialmente lo stesso, tranne qualche piccola variazione nei raggruppamenti a livello di similarità minore nel gruppo “Ovtd1a” (Fig. 2.24). La PCA evidenzia delle differenze per il valore dell’indice di Shannon per NV e delle variazioni nel posizionamento dei campioni nel grafico PCA 1-2 per la differenza nel numero di individui e indice di dominanza. Anche per l’asse 3 l’indice di Shannon ha un peso leggermente maggiore e insieme al differente numero di individui comporta una differente posizione nello scatter plot 1-3 in particolare per i campioni S10 e S11, che infatti presentano una quantità di valve immature superiore agli altri campioni.

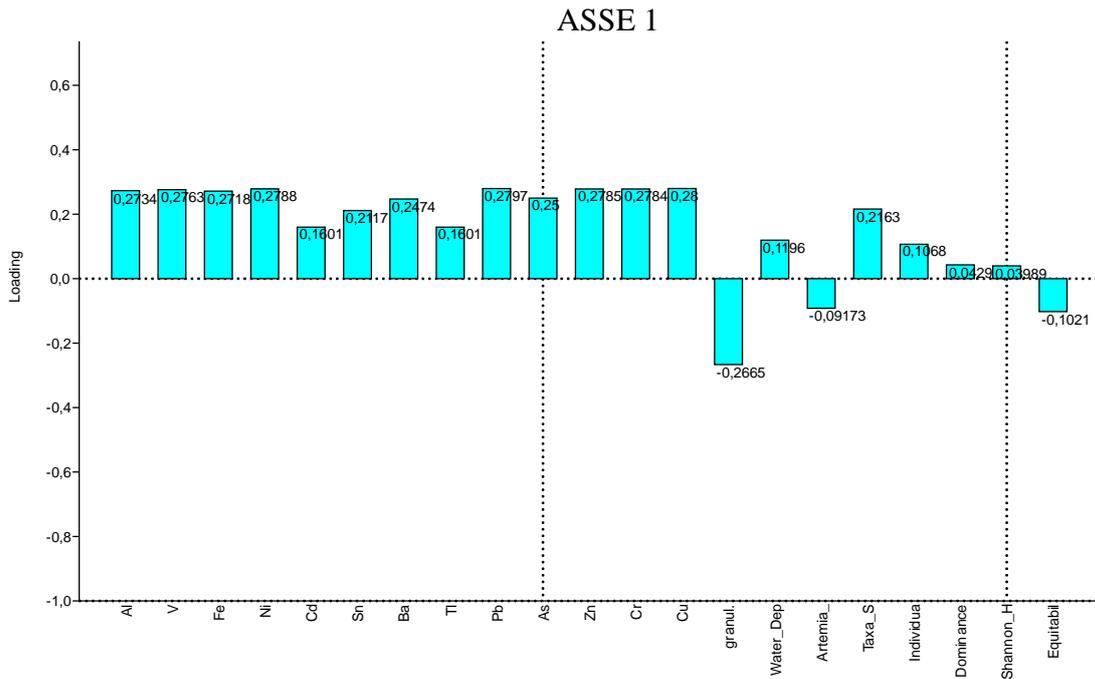


Figura 6.21 - Valori di loadings per l’asse 1 della PCA per l’associazione a ostracodi per NV.

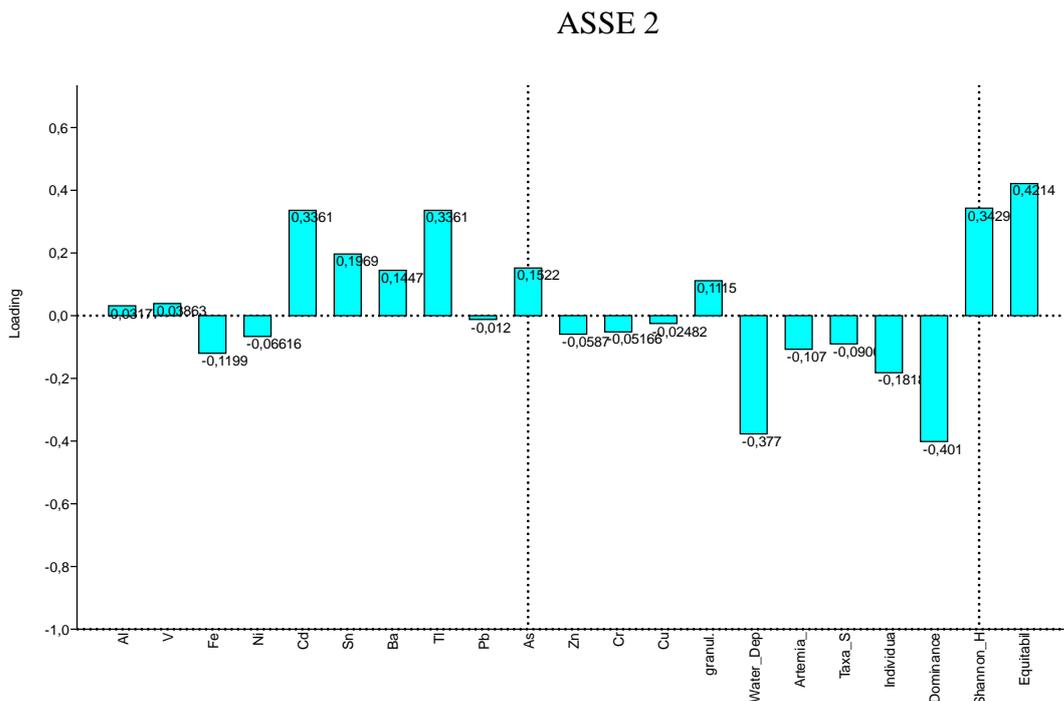


Figura 6.22 - Valori di loadings per l’asse 2 della PCA per l’associazione a ostracodi per NV.

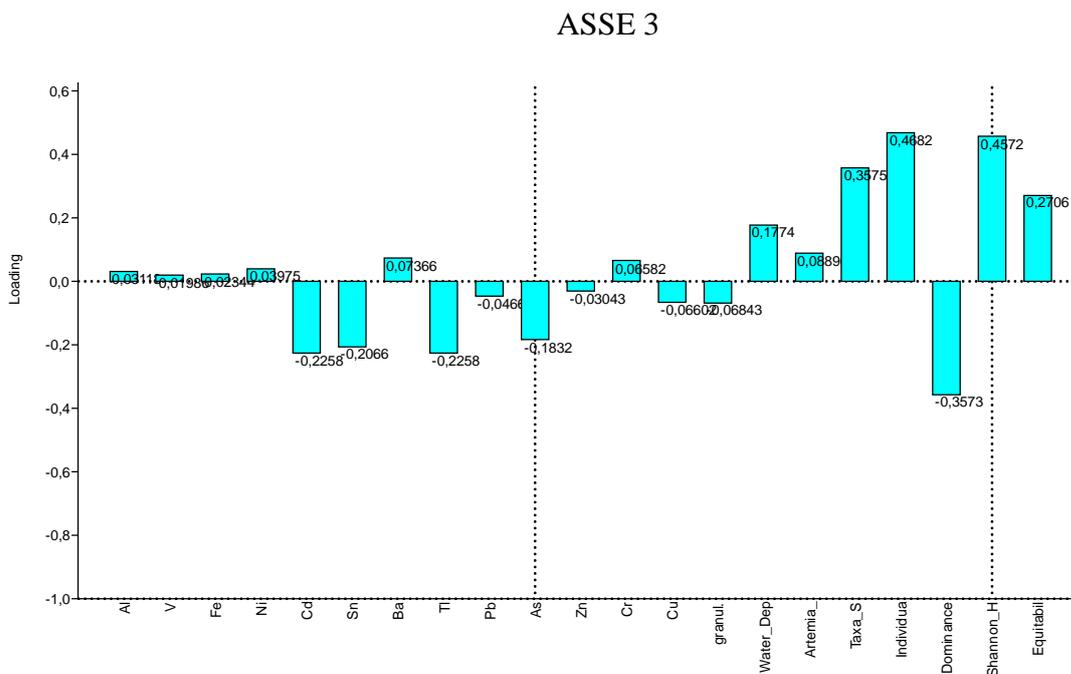


Figura 6.23 - Valori di loadings per l'asse 3 della PCA per l'associazione a ostracodi per NV.

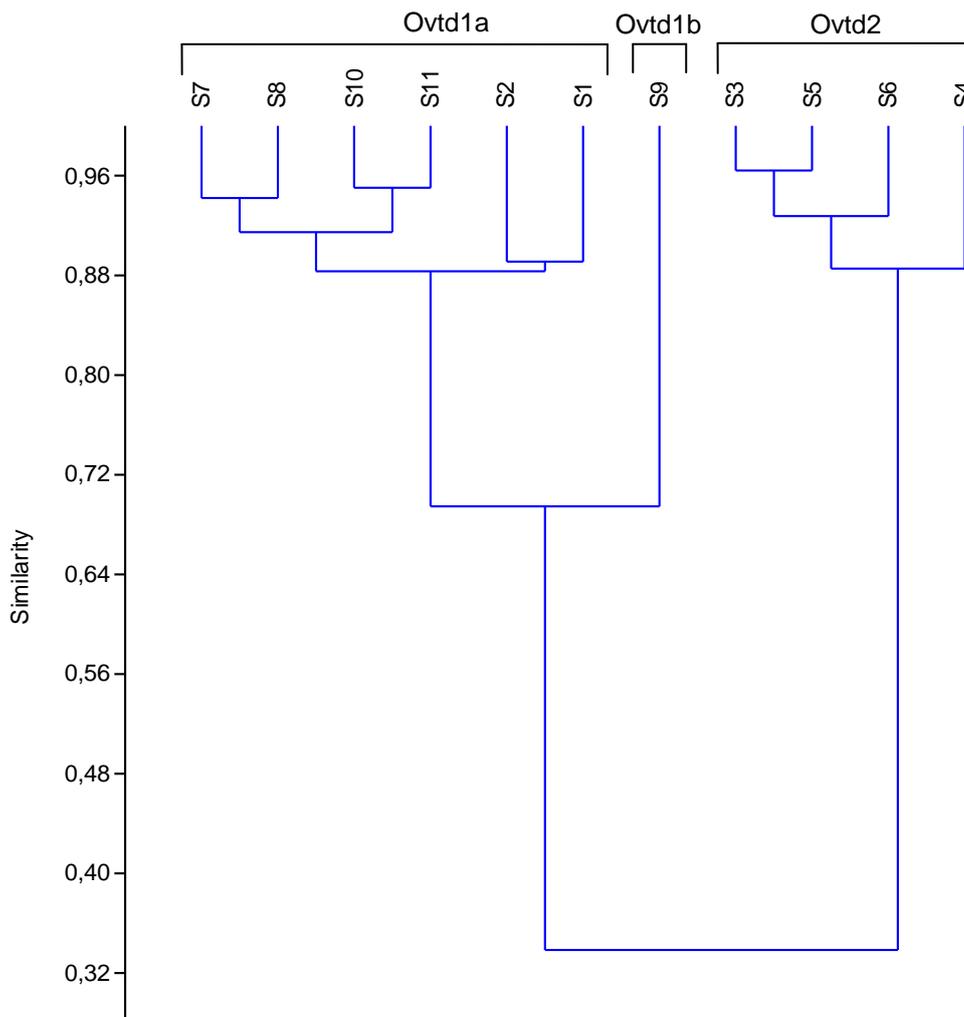


Figura 6.24 - Cluster dei campioni secondo le informazioni dell'associazione a ostracodi per NV, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici.

6.5 - Conclusioni

La baia di Silivri è influenzata da diverse fonti di contaminazione, in particolare scarichi urbani ed agricoli, provenienti dalla terraferma, attività di commercio e trasporti dalla piccola attività portuale, e l'influenza dal mare aperto per le acque contaminate proveniente da Istanbul e i forti traffici marittimi del Mar di Marmara.

Le caratteristiche dell'area rilevata dai campioni esaminati sono abbastanza eterogenee: ritroviamo simili condizioni per i campioni a sabbie medie, bassa quantità di metalli e idrocarburi, composizione modesta in ricchezza e abbondanza delle associazioni a foraminiferi bentonici e ostracodi. I sedimenti più fini si differenziano per una quantità maggiore di metalli, in particolare Ni, Fe e Cr; il campione S1 interno al porticciolo è l'unico in cui sono presenti anche Cd e Tl e presenta le concentrazioni più alte per tutti gli elementi in traccia e idrocarburi. L'altro campione interno al porticciolo (S2) presenta il valore più elevato di tossicità segnalato da *A. salina*; seguito dal campione più esterno alla baia (S11). I campioni S11 e S10 presentano inoltre una composizione specifica molto povera dell'associazione a foraminiferi e alti valori di dominanza anche per l'ostracofauna. La specie *Ammonia tepida* ha abbondanze relative superiori al 70%, segnale di condizioni ambientali stressanti; come cause possibili, oltre all'influenza dell'intenso traffico marittimo e flussi d'acqua contaminata da Istanbul, c'è uno scarico a largo di effluvi urbani di Silivri con possibile aumento della materia organica e abbassamento del tenore di ossigeno al fondo. L'ostracofauna del campione S11 è rappresentata dalla specie *Carinocythereis carinata* per il 28% (NI) e 53% (NV); il valore maggiore per il numero di vale è spiegato dalla forte presenza di mute giovanili (condizione verificatasi anche per altre specie e per l'associazione del campione S10); anche questa caratteristica delle associazioni è sintomo di un'alterazione del sistema, poichè fa ipotizzare una forte mortalità giovanile, riscontrata in differenti aree a forte impatto antropico (Bodergat & Ikeya, 1988; Samir, 2000). Le associazioni dei campioni S7 e S8 e S9 non sembra risentino delle contaminazioni interne al porto di S1 e S2, né delle problematiche appena descritte per i campioni S10 e S11, e sono le più abbondanti e diversificate per entrambi i gruppi sistematici.

Campioni	Al mg/Kg	V mg/Kg	Fe mg/Kg	Ni mg/Kg	Cd mg/Kg	Sn mg/Kg	Ba mg/Kg	Tl mg/Kg	Pb mg/Kg	As mg/Kg	Hg mg/Kg	Zn mg/Kg	Cr mg/Kg	Cu mg/Kg
S1	37017	67,2	37316	149	1	5,4	100	1,5	20,0	5,3	< 0,1	73,3	73,3	27,7
S2	30754	53,1	28604	113	< 0,1	4,8	86,4	< 0,1	12,2	3,2	< 0,1	44,8	51,5	16,3
S3	4702	8,0	6351	20,8	< 0,1	3,5	25,7	< 0,1	2,2	1,4	< 0,1	11,7	11,3	1,7
S4	6400	10,3	7610	24,4	< 0,1	3,8	39,4	< 0,1	2,0	1,2	< 0,1	13,8	12,3	1,6
S5	4258	7,5	6658	22,3	< 0,1	3,9	46,3	< 0,1	1,5	1,0	< 0,1	12,1	11,1	1,5
S6	4576	8,5	7444	27,8	< 0,1	3,7	45,2	< 0,1	2,3	1,0	< 0,1	13,0	12,4	2,0
S7	28759	50,1	34423	128	< 0,1	4,1	85,3	< 0,1	12,8	2,2	< 0,1	57,3	58,8	16,4
S8	27372	44,7	28837	106	< 0,1	4,4	83,4	< 0,1	10,0	2,1	< 0,1	43,3	57,0	17,4
S9	14095	26,2	21008	82,5	< 0,1	3,4	53,3	< 0,1	9,1	1,8	< 0,1	36,7	42,7	9,1
S10	27069	45,8	36682	123	< 0,1	3,6	59,6	< 0,1	11,4	2,3	< 0,1	48,9	61,8	17,6
S11	22380	40,1	36893	126	< 0,1	4,3	56,5	< 0,1	14,8	2,8	< 0,1	63,3	57,9	20,9
D.M. 367/2003				30	0,3					12	0,3	30	50	
Kolukirik et al., 2011			9600- 14000	60-90					15-23			145- 210	40-60	62-90

Tabella 6.2 - Concentrazione di metalli ed elementi in traccia per gli 11 campioni di Silivri misurati in mg/kg. Confronto con le concentrazioni di valori soglia per i sedimenti marini secondo il D.M. 367/2003 e con il range di concentrazioni nell'area di Kucukcekmece (Kolukirik et al., 2011).

Specie	Campioni	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11
	Batimetria (m)	5	5,5	3	2,5	3	8	9	9,5	16	13	18
	Distanza dalla costa (m)	-	-	220	198	210	430	530	621	390	800	1500
<i>Adelosina longirostra</i> (d'Orbigny, 1826)										384		
<i>Ammonia beccarii</i> (Linnaeus, 1758)		128				144	128		96	2304		64
<i>Ammonia parkinsoniana</i> (d'Orbigny, 1839)		3744	4448	8640	4896	3152	9824	1280	3232	13696	96	960
<i>Ammonia tepida</i> (Cushman, 1926)		1728	1792	1728	992	288	1920	1600	1504	17920	11472	20672
<i>Ammonia</i> sp. 1				64								
<i>Ammoscalaria pseudospiralis</i> (Brady, 1884)		32										128
<i>Astrononion stelligerum</i> (d'Orbigny, 1839)				64					32			
<i>Aubignyna perlucida</i> (Heron-Allen & Earland, 1913)			32					32				
<i>Bolivina catanensis</i> Seguenza, 1862								32				
<i>Bolivina</i> sp.					32							
<i>Brizalina striatula</i> (Cushman, 1922)					32							
<i>Buccella granulata</i> (Di Napoli Alliata, 1952)		64	96	576	192	144	416		32	128		
<i>Bulimina</i> sp.							32					
<i>Cassidulina carinata</i> Silvestri, 1896									32			
<i>Cassidulina crassa</i> d'Orbigny, 1839								32				
<i>Cibicidella variabilis</i> (d'Orbigny, 1826)		32	96							128		
<i>Criboelphidium cuvillieri</i> (Lévy, 1966)		448	224	512	192	96	352	192	704	1536	96	128
<i>Cycloforina contorta</i> (d'Orbigny, 1846)			64	128	32		64	32	160	640		64
<i>Eggerella scabra</i> (Williamson, 1858)								32	32	128	16	960
<i>Elphidium aculeatum</i> (d'Orbigny, 1846)		736	672	832	320	128	320	352	1248	2944	96	128
<i>Elphidium articulatum</i> (d'Orbigny, 1839)		192		64	64	16		160	96	1664	32	
<i>Elphidium complanatum</i> (d'Orbigny, 1906)			160	768			256	512		2688		128
<i>Elphidium crispum</i> (Linnaeus, 1758)			128		32					8192		
<i>Elphidium excavatum</i> (Terquem, 1875)		96	128	64	32	16	64	96	64	1664	624	640
<i>Elphidium granosum</i> (d'Orbigny, 1846)		288	320	768	224	144	352	128	480	1280		1856

<i>Elphidium macellum</i> (Fichtel & Moll, 1798)	576	256		32	144			64	512		128
<i>Elphidium maioricense</i> Colom, 1942	768	832	768	224	144	512	1056	1632	2432	64	
<i>Elphidium margaritaceum</i> (Cushman, 1930)				32				96		32	
<i>Elphidium pauciloculum</i> (Cushman, 1944)	128						256	96	384		128
<i>Elphidium pulvereum</i> Todd, 1958	1344	832	256	384	128	352	1824	1376	4992	304	768
<i>Elphidium punctatum</i> (Terquem, 1878)	320	480	256	192	256	1024	320	320	3200	64	256
<i>Elphidium</i> sp.									384		
<i>Glabratella erecta</i> (Sidebottom, 1908)									128		
<i>Haynesina depressula</i> (Walker & Jacob, 1798)		192		32	16	64	384	96	1920	192	704
<i>Lenticulina</i> sp.		32									
<i>Lobatula lobatula</i> (Walker & Jacob, 1798)			64	32	48	32					
<i>Massilina secans</i> (d'Orbigny, 1826)	64	224	192	32	32		96	64	256		
Miliolidae	128	128	384	128		224	128			48	64
<i>Miliolinella subrotunda</i> (Montagu, 1803)	160					64	128	64	512	32	
<i>Miliolinella</i> sp. 1							32				
<i>Quinqueloculina bosciana</i> d'Orbigny, 1839		64			16		64	64	256		
<i>Quinqueloculina bradyana</i> Cushman, 1917	32	128	64	96		64		128			
<i>Quinqueloculina jugosa</i> Cushman, 1944	32	96		32		64	96	192	640	16	
<i>Quinqueloculina laevigata</i> d'Orbigny, 1839	128	32	256				64	64			
<i>Quinqueloculina lata</i> Terquem, 1876	160	352	256	64		64	576	256		400	128
<i>Quinqueloculina pygmaea</i> Reuss, 1850						32		160		32	
<i>Quinqueloculina seminulum</i> (Linnaeus, 1758)	128	128	192	96	64	160	64	64	768		
<i>Quinqueloculina stalker</i> i Loeblick & Tappan, 1953							128				
<i>Quinqueloculina stelligera</i> Schlumberger, 1893					16	32	32				
<i>Quinqueloculina viennensis</i> Le Calvez & Le Calvez, 1958	64	96	192		32	64		128			
<i>Rosalina bradyi</i> (Cushman, 1915)			192	64	32		32	32	128		
<i>Rosalina floridana</i> (Cushman, 1922)	32	32		32	48	32		64	256	16	
<i>Rosalina globularis</i> d'Orbigny, 1826			128	64	48			96		16	
<i>Rosalina macropora</i> (Hofker, 1951)	64	96	64	128	16	32		64	128	16	

<i>Rosalina obtusa</i> d'Orbigny, 1846							64		384		
<i>Sigmoilina costata</i> Schlumberger, 1893	64	96	128	64			32	32	256		
<i>Siphonaperta aspera</i> (d'Orbigny, 1826)	32	32		128	32						
<i>Siphonaperta osinclinatum</i> (Le Calvez & Le Calvez, 1958)						32			128		
<i>Spirillina vivipara</i> Ehrenberg, 1843											128
<i>Spiroloculina ornata</i> d'Orbigny, 1839				32			32	32			
<i>Tretomphalus concinnus</i> (Brady, 1884)			128	32			64	64			
<i>Triloculina planciana</i> d'Orbigny, 1839							32				
<i>Triloculina plicata</i> Terquem, 1878	32										
<i>Trisegmentina compressa</i> Wiesner, 1923								32			
<i>Trochammina inflata</i> (Montagu, 1808)	32						32				
<i>Valvulineria</i> sp.											64

Tabella 6.4 - Abbondanza dell'associazione a foraminiferi bentonici uniformata a 200g.

Specie	Campioni	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11
	Batimetria (m)	5	5,5	3	2,5	3	8	9	9,5	16	13	18
	Distanza dalla costa (m)	-	-	220	198	210	430	530	621	390	800	1500
<i>Aglaioocypris complanata</i> (Brady & Robertson, 1869)		4						8j	8j	j	j	8j
<i>Aglaioocypris rara</i> (G.W. Müller, 1894)								8j				
<i>Aurila arborescens</i> (Brady, 1865)		16j	24j	8j	16j	16j	24j	24j	96j	112j	4j	4j
<i>Callistocythere abjecta</i> Schornikov, 1966		4j	12	2					48j	48j	16j	
<i>Callistocythere adriatica</i> Masoli, 1968			4	2j	2		8j	32j		32j	12j	j
<i>Callistocythere littoralis</i> (G.W. Müller, 1894)		32j	12j	2j	4	8	4	24j	32j	16		
<i>Callistocythere intritacoides</i> (Ruggieri, 1953)			8	8	2	4			16	32		
<i>Callistocythere rastrifera</i> (Ruggieri, 1953)		4	4		4		4	40j	8		4	
<i>Carinocythereis carinata</i> (Roemer, 1838)		j	j			j		8j	j	16j	36j	160j
<i>Cistacythereis rubra</i> (G.W. Müller, 1894)		4	4	2j	2		8	8	j	16j	j	28j
<i>Cytherois niger</i> Schornikov, 1965								8			4	4
<i>Cytherois succinoides</i> Dubowsky, 1939					2			24j				
<i>Cytherois uffenordei</i> Ruggieri, 1974								72	8j	80j	244j	60j
<i>Cytheroma variabilis</i> G.W. Müller, 1894		4	4					32	16	80j	52j	52j
<i>Cyprideis torosa</i> (Jones, 1850)		32j	36j	4j	12j	8j	32j	48j	72j	112j	j	j
<i>Elofsonia</i> aff. <i>E. pusilla</i> (Brady & Robertson, 1870)		4	8	2				8j	16	16	j	
<i>Eucytherura mistrettai</i> Sissingh, 1972								8	8		4	12
<i>Hemicytherura videns</i> (G. W. Müller, 1894)		24j	4	2	2			104j	40j	160j	28j	24j
<i>Heterocythereis reticulata</i> Schornikov, 1969		8	16	4j	4j	4j	8j	j	8j			
<i>Leptocythere lagunae</i> Hartmann, 1958			4					j			4	1
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. levis</i> (G.W. Müller, 1894)		8	4j	2		8		32		32	4	
<i>Leptocythere macella</i> Ruggieri, 1975								8j			4	
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. muellerfaebiformis</i> Puri, 1963		8			4			8j	16			28j
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. devexa</i> Schornikov, 1966			4j			1		24j		16j	32j	
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. multipunctata</i> (Seguenza, 1883)			4		2		4j	8j	32j	16j	20j	12j

<i>Loxocauda muelleri</i> Schornikov, 1969							j	8		4j	
<i>Loxoconcha affinis</i> (Brady, 1866)	52j	64j	20j	18j	28j	28j	120j	216j	400j	24j	4j
<i>Loxoconcha elliptica</i> Brady, 1868							8j	8	16j		
<i>Loxoconcha ovulata</i> (O.G. Costa, 1853)	20j	16j	8j	12j	24j	20j	24j	64j	96j		
<i>Loxoconcha pontica</i> Klie, 1937									16		
<i>Loxoconcha rhomboidea</i> (Fischer, 1855)	40j	48j	8j	2		32j	144j	208j	240j	24j	8j
<i>Loxoconcha stellifera</i> G.W. Müller, 1894	16		8j	8j	4j	8	64j	88j	112j	4j	
<i>Microcythere</i> aff. <i>M. obliqua</i> G.W. Müller, 1894	4								16		
<i>Microcytherura fulva</i> (Brady & Robertson, 1874)		4	2			8	24		32j		4
<i>Microcytherura nigrescens</i> G.W. Müller, 1894	4j						24		16j		4
<i>Microceratina pseudoanfibola</i> (Barbeito-Gonzalez, 1971)	4						8		16	4j	8j
<i>Palmoconcha subrugosa</i> (Ruggieri, 1967)									16j		4j
<i>Paracytheridea depressa</i> G. W. Müller, 1894	20	8	2	6j	8	12	8j	112j	48j		
<i>Paracytheridea pachina</i> Barbeito-Gonzalez, 1971		4		2j		4j	16		32		
<i>Paracytheridea paulii</i> Dubowsky, 1939	4j						16j	16j			
<i>Paracytheridea triquetra</i> (Reuss, 1850)	48j	24j	14j	4j	24j	24j	16j	56j	80j	8j	4
<i>Paracytherois agigensis</i> Caraion, 1963							16j		32	4	16
<i>Paracytherois rara</i> G.W. Müller, 1894										12j	
<i>Paradoxostoma breve</i> G.W. Müller, 1894										4	
<i>Paradoxostoma fuscum</i> G.W. Müller, 1894						4					
<i>Paradoxostoma mediterraneum</i> G.W. Müller, 1894							8				
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. rarum</i> G.W. Müller, 1894								8			
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. rotundatum</i> G.W. Müller, 1894								8			
<i>Paradoxostoma triste</i> G.W. Müller, 1894	24j		2					16		8j	8
<i>Pontocypris serrata</i> (G.W. Müller, 1894)					4j						
<i>Pontocythere turbida</i> (G. W. Müller, 1894)	68j	148j	42j	48j	76j	84j	136j	152j	256j	20j	j
<i>Propontocypris pirifera</i> (G.W. Müller, 1894)									j		
<i>Pseudocytherura pontica</i> Dubowsky. 1939	8j	4j	4j	2j		4	8j	16j	48j	8	j
<i>Sagmatocythere ltoralis</i> (G.W. Müller, 1894)	4j	8			4	4	32j	64j	64j	24j	12j

<i>Sagmatocythere</i> aff. <i>S. versicolor</i> (G.W. Müller, 1894)	j									4j	4
<i>Sclerochilus dubowskyi</i> Marinov, 1962								8			
<i>Sclerochilus gewemuelleri</i> Dubowsky, 1939	4j		2				8		16	12	4
<i>Sclerochilus</i> aff. <i>S. truncates</i> (Malcomson, 1886)									32j	j	8
<i>Semicytherura acuticostata</i> (G.O. Sars, 1866)	4j						8j		16j	1	
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. acuta</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976	4j		6j	2	8	8		24j	32j		
<i>Semicytherura omorfa</i> Barbeito-Gonzalez, 1971	12	4		4		4	24	32	64j		4j
<i>Semicytherura incongruens</i> (G. W. Müller, 1894)	20	48j	28j	20j	32	36j	16	112	256j	1	4
<i>Semicytherura velata</i> Ciampo, 1986	52j	72j	48j	36j	36j	48j	40j	144j	112j	4j	j
<i>Semicytherura megala</i> Barbeito-Gonzalez, 1971	4	16					8		16	4j	
<i>Semicytherura quadridentata</i> (Hartmann, 1953)							8				
<i>Semicytherura rarecostata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976	12	8j	2j				104j	56j	240	12j	16j
<i>Semicytherura simplex</i> (Brady & Norman, 1889)										8	4
<i>Semicytherura virgata</i> Schornikov, 1969	20j	44	14j	6	16	20j	80j	64j	240j	20j	8j
<i>Triebelina raripila</i> (G.W. Müller, 1894)	4					1	16				j
<i>Urocythereis margaritifera</i> (G. W. Müller, 1894)	24j	60j	34j	42j	64j	80j	16j	104j	144j	4j	j
<i>Xestoleberis acutipenis</i> Caraion, 1963	12j	8j			4	8j	40j	40j	48j	4j	16j
<i>Xestoleberis communis</i> G. W. Müller, 1894	4j	12j	4j	4	4j	4j	32j	16j	48j	4j	4j
<i>Xestoleberis decipiens</i> G.W. Müller, 1894	12	4					24	8j		8	
<i>Xestoleberis dispar</i> G.W. Müller, 1894	12j	12j	2	4j	4	4j	32j	24j	128j	4j	4j
<i>Xestoleberis parva</i> G.W. Müller, 1894									16j		
<i>Xestoleberis plana</i> G.W. Müller, 1894											4

Tabella 6.6 - Abbondanza dell'associazione a ostracodi per il numero di individui adulti uniformata a 200g.

Specie	Campioni	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11
	Batimetria (m)	5	5,5	3	2,5	3	8	9	9,5	16	13	18
	Distanza dalla costa (m)	-	-	220	198	210	430	530	621	390	800	1500
<i>Aglaiocypris complanata</i> (Brady & Robertson, 1869)		4						16	24	1	1	24
<i>Aglaiocypris rara</i> (G.W. Müller, 1894)								24				
<i>Aurila arborescens</i> (Brady, 1865)		180	128	62	44	40	100	200	464	640	28	24
<i>Callistocythere abjecta</i> Schornikov, 1966		16	16	2					80	112	24	
<i>Callistocythere adriatica</i> Masoli, 1968			4	6	2		24	72		160	44	1
<i>Callistocythere littoralis</i> (G.W. Müller, 1894)		80	24	6	8	8	8	48	136	32		
<i>Callistocythere intritacoides</i> (Ruggieri, 1953)			8	8	4	8			16	48		
<i>Callistocythere rastrifera</i> (Ruggieri, 1953)		8	4		6		4	80	8		4	
<i>Carinocythereis carinata</i> (Roemer, 1838)		1	4			1		72	1	160	576	3028
<i>Cistacythereis rubra</i> (G.W. Müller, 1894)		4	4	4	2		8	8	1	80	1	92
<i>Cytherois niger</i> Schornikov, 1965								16			4	8
<i>Cytherois succinoides</i> Dubowsky, 1939					2			24				
<i>Cytherois uffenordei</i> Ruggieri, 1974								128	24	176	580	272
<i>Cytheroma variabilis</i> G.W. Müller, 1894		4	8					56	24	176	132	168
<i>Cyprideis torosa</i> (Jones, 1850)		292	340	98	86	92	184	968	1328	1616	1	1
<i>Elofsonia</i> aff. <i>E. pusilla</i> (Brady & Robertson, 1870)		8	8	2				16	24	16	1	
<i>Eucytherura mistrettai</i> Sissingh, 1972								8	8		4	20
<i>Hemicytherura videns</i> (G. W. Müller, 1894)		44	4	2	2			232	96	240	100	88
<i>Heterocythereis reticulata</i> Schornikov, 1969		8	20	6	8	12	16	8	24			
<i>Leptocythere lagunae</i> Hartmann, 1958			8					1			4	1
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. levis</i> (G.W. Müller, 1894)		12	12	2		16		64		48	4	
<i>Leptocythere macella</i> Ruggieri, 1975								8			4	
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. muellerfaebiformis</i> Puri, 1963		8			8			24	24			172
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. devexa</i> Schornikov, 1966			12			1		120		48	140	
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. multipunctata</i> (Seguenza, 1883)			4		4		16	24	120	32	52	404

<i>Loxocauda muelleri</i> Schornikov, 1969							1	8		12	
<i>Loxoconcha affinis</i> (Brady, 1866)	192	156	54	36	64	156	1064	1088	1440	692	288
<i>Loxoconcha elliptica</i> Brady, 1868							16	8	48		
<i>Loxoconcha ovulata</i> (O.G. Costa, 1853)	72	60	34	26	28	48	96	152	384		
<i>Loxoconcha pontica</i> Klie, 1937									16		
<i>Loxoconcha rhomboidea</i> (Fischer, 1855)	156	152	24	4		84	864	896	624	520	420
<i>Loxoconcha stellifera</i> G.W. Müller, 1894	24		30	16	12	12	160	192	224	16	
<i>Microcythere</i> aff. <i>M. obliqua</i> G.W. Müller, 1894	4								16		
<i>Microcytherura fulva</i> (Brady & Robertson, 1874)		4	2			12	40		48		4
<i>Microcytherura nigrescens</i> G.W. Müller, 1894	8						32		32		4
<i>Microceratina pseudoanfibola</i> (Barbeito-Gonzalez, 1971)	4						8		16	8	20
<i>Palmoconcha subrugosa</i> (Ruggieri, 1967)									64		48
<i>Paracytheridea depressa</i> G. W. Müller, 1894	28	8	4	10	12	16	24	248	176		
<i>Paracytheridea pachina</i> Barbeito-Gonzalez, 1971		4		4		12	16		80		
<i>Paracytheridea paulii</i> Dubowsky, 1939	12						56	40			
<i>Paracytheridea triquetra</i> (Reuss, 1850)	96	40	24	12	48	52	64	160	320	16	4
<i>Paracytherois agigensis</i> Caraion, 963							32		32	4	32
<i>Paracytherois rara</i> G.W. Müller, 1894										20	
<i>Paradoxostoma breve</i> G.W. Müller, 1894										8	
<i>Paradoxostoma fuscum</i> G.W. Müller, 1894						4					
<i>Paradoxostoma mediterraneum</i> G.W. Müller, 1894							8				
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. rarum</i> G.W. Müller, 1894								8			
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. rotundatum</i> G.W. Müller, 1894								8			
<i>Paradoxostoma triste</i> G.W. Müller, 1894	48		4					24		20	8
<i>Pontocypris serrata</i> (G.W. Müller, 1894)					4						
<i>Pontocythere turbida</i> (G. W. Muller, 1894)	232	344	152	98	144	216	688	648	1232	136	1
<i>Propontocypris pirifera</i> (G.W. Müller, 1894)									1		
<i>Pseudocytherura pontica</i> Dubowsky, 1939	28	12	10	4		4	40	40	160	12	1
<i>Sagmatocythere ltoralis</i> (G.W. Müller, 1894)	16	8			4	4	72	144	112	40	40

<i>Sagmatocythere</i> aff. <i>S. versicolor</i> (G.W. Müller, 1894)	1									8	8
<i>Sclerochilus dubowskyi</i> Marinov, 1962								8			
<i>Sclerochilus gewemuelleri</i> Dubowsky, 1939	8		2				16		16	24	4
<i>Sclerochilus</i> aff. <i>S. truncates</i> (Malcomson, 1886)									48	4	8
<i>Semicytherura acuticostata</i> (G.O. Sars, 1866)	8						24		80	1	
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. acuta</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976	8		10	2	8	8		96	224		
<i>Semicytherura omorfa</i> Barbeito-Gonzalez, 1971	12	4		4		4	32	32	112		8
<i>Semicytherura incongruens</i> (G. W. Müller, 1894)	40	96	48	38	52	84	16	232	448	1	4
<i>Semicytherura velata</i> Ciampo, 1986	96	148	86	80	64	100	232	320	464	72	1
<i>Semicytherura megala</i> Barbeito-Gonzalez, 1971	8	28					16		16	12	
<i>Semicytherura quadridentata</i> (Hartmann, 1953)							16				
<i>Semicytherura rarecostata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976	16	20	6				288	160	624	68	36
<i>Semicytherura simplex</i> (Brady & Norman, 1889)										12	4
<i>Semicytherura virgata</i> Schornikov, 1969	56	80	28	6	20	84	336	216	560	328	148
<i>Triebelina raripila</i> (G.W. Müller, 1894)	4					1	16				1
<i>Urocythereis margaritifera</i> (G. W. Müller, 1894)	92	232	116	84	128	164	216	400	592	12	1
<i>Xestoleberis acutipenis</i> Caraion, 1963	48	16			4	32	160	120	256	40	60
<i>Xestoleberis communis</i> G. W. Müller, 1894	4	28	20	10	4	8	112	104	208	48	44
<i>Xestoleberis decipiens</i> G.W. Müller, 1894	16	4					40	64		12	
<i>Xestoleberis dispar</i> G.W. Müller, 1894	92	32	2	10	4	20	80	80	352	12	28
<i>Xestoleberis parva</i> G.W. Müller, 1894									16		
<i>Xestoleberis plana</i> G.W. Müller, 1894											8

Tabella 6.7 - Abbondanza dell'associazione a ostracodi per il numero totale di valve uniformata a 200g.

Specie	Campioni	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11
	Batimetria (m)	5	5,5	3	2,5	3	8	9	9,5	16	13	18
	Distanza dalla costa (m)	-	-	220	198	210	430	530	621	390	800	1500
	Frazione esaminata	1/4	1/4	1/2	1/2	1/4	1/4	1/8	1/8	1/16	1/4	1/4
<i>Candona</i> sp.						j		1				
<i>Candonopsis</i> sp.				j								
<i>Cypridopsis vidua</i> (O.F. Müller, 1776)								1j	j			
<i>Cypris pubera</i> O.F. Müller, 1766		2j	j			1	j	j		1	3j	
<i>Heterocypris incongruens</i> (Ramdohr, 1808)					1		1					
<i>Iliocypris brady</i> Sars, 1890		1j	1j	1	2	1	1j	5j	5j	4	3j	
<i>Pseudocandona sarsi</i> (Hartwig, 1899)												1
<i>Pseudocandona</i> sp.				j								

Tabella 6.10 - Presenza delle specie di ostracodi alloctone per le frazioni esaminate.

	Al	V	Fe	Ni	Cd	Sn	Ba	Tl	Pb	As	Zn	Cr	Cu	Gran.	Batim.	A. sal.
<i>Ammonia parkinsoniana</i>	-0,523	-0,504	-0,567	-0,503	-0,092	-0,333	-0,418	-0,092	-0,432	-0,326	-0,493	-0,478	-0,522	0,550	-0,020	0,245
<i>Ammonia tepida</i>	0,104	0,123	0,398	0,338	-0,173	-0,175	-0,136	-0,173	0,327	0,084	0,366	0,337	0,283	-0,310	0,907	-0,145
<i>Cribolephidium cuvillieri</i>	-0,066	-0,053	-0,071	-0,014	0,032	-0,103	-0,024	0,032	0,014	-0,031	-0,026	0,049	-0,052	0,042	0,331	0,038
<i>Elphidium aculeatum</i>	0,005	0,017	-0,020	0,042	0,012	-0,046	0,043	0,012	0,063	0,014	0,018	0,100	-0,009	-0,027	0,316	0,123
<i>Elphidium complanatum</i>	-0,203	-0,179	-0,123	-0,087	-0,171	-0,334	-0,215	-0,171	-0,070	-0,181	-0,089	-0,063	-0,194	0,134	0,404	0,133
<i>Elphidium maioricense</i>	0,155	0,156	0,077	0,151	0,001	0,053	0,256	0,001	0,135	0,041	0,103	0,204	0,079	-0,162	0,245	0,193
<i>Elphidium pulvereum</i>	0,177	0,198	0,221	0,274	0,048	0,025	0,212	0,048	0,284	0,119	0,268	0,306	0,175	-0,223	0,508	0,043
<i>Elphidium punctatum</i>	-0,188	-0,164	-0,131	-0,082	-0,107	-0,221	-0,124	-0,107	-0,059	-0,150	-0,091	-0,056	-0,170	0,135	0,434	0,146
<i>Quinqueloculina lata</i>	0,595	0,567	0,553	0,537	-0,082	0,130	0,477	-0,082	0,394	0,250	0,444	0,511	0,434	-0,601	0,033	-0,003
Granulometria	-0,957	-0,950	-0,977	-0,976	-0,276	-0,611	-0,829	-0,276	-0,908	-0,723	-0,928	-0,973	-0,940	0,000	-0,508	0,155
Batimetria	0,287	0,294	0,563	0,507	-0,211	-0,106	0,101	-0,211	0,435	0,102	0,497	0,511	0,423	-0,508	0,000	-0,142
<i>A. salina</i>	-0,218	-0,233	-0,310	-0,277	-0,559	-0,029	-0,097	-0,559	-0,302	-0,325	-0,326	-0,327	-0,340	0,155	-0,142	0,000
Taxa S	0,155	0,139	-0,061	0,028	0,086	0,229	0,377	0,086	0,020	0,023	-0,005	0,060	-0,009	-0,053	-0,265	0,293
Individuals	-0,104	-0,079	0,042	0,058	-0,129	-0,234	-0,172	-0,129	0,082	-0,062	0,069	0,084	-0,019	-0,012	0,643	0,059
Dominance D	-0,187	-0,191	0,045	-0,071	-0,245	-0,392	-0,421	-0,245	-0,132	-0,195	-0,073	-0,084	-0,058	0,063	0,297	-0,371
Shannon H	0,209	0,211	-0,019	0,091	0,215	0,373	0,433	0,215	0,139	0,184	0,086	0,106	0,068	-0,091	-0,293	0,366
Equitability J	0,189	0,195	-0,041	0,072	0,234	0,388	0,412	0,234	0,136	0,199	0,076	0,081	0,056	-0,066	-0,321	0,388

Tabella 6.11 - Analisi della correlazione di Pearson tra alcune specie di foraminiferi, caratteristiche dell'associazione, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici per tutti i campioni.

	Al	V	Fe	Ni	Cd	Sn	Ba	Π	Pb	As	Zn	Cr	Cu	Gran.	Batim.	A. sal.
<i>Aurila arborescens</i>	0,057	0,047	0,022	0,068	-0,137	-0,024	0,172	-0,137	0,024	-0,112	0,010	0,139	0,014	-0,115	0,338	0,177
<i>Carinocythereis carinata</i>	0,151	0,165	0,439	0,356	-0,135	0,028	-0,078	-0,135	0,371	0,158	0,430	0,318	0,369	-0,354	0,713	-0,061
<i>Cyprideis torosa</i>	0,187	0,189	0,127	0,200	-0,005	0,098	0,332	-0,005	0,174	0,040	0,150	0,246	0,116	-0,203	0,329	0,191
<i>Cytherois uffendorfei</i>	0,286	0,277	0,494	0,409	-0,188	-0,333	0,022	-0,188	0,258	0,025	0,330	0,426	0,294	-0,411	0,593	-0,504
<i>Cytheroma variabilis</i>	0,233	0,243	0,487	0,441	-0,210	-0,227	0,038	-0,210	0,367	0,048	0,420	0,458	0,317	-0,422	0,903	-0,199
<i>Hemicytherura videns</i>	0,215	0,229	0,314	0,339	-0,073	-0,109	0,216	-0,073	0,296	0,032	0,321	0,361	0,195	-0,297	0,570	-0,046
<i>Loxoconcha affinis</i>	0,117	0,119	0,119	0,167	-0,101	-0,053	0,190	-0,101	0,129	-0,041	0,118	0,224	0,073	-0,177	0,428	0,118
<i>Loxoconcha ovulata</i>	-0,005	-0,003	-0,041	0,018	-0,067	-0,034	0,142	-0,067	0,003	-0,112	-0,021	0,083	-0,041	-0,029	0,288	0,140
<i>Loxoconcha rhomboidea</i>	0,279	0,269	0,264	0,307	-0,109	0,033	0,365	-0,109	0,230	0,008	0,241	0,360	0,207	-0,343	0,425	0,112
<i>Paracytheridea depressa</i>	0,213	0,186	0,126	0,158	-0,004	0,179	0,331	-0,004	0,103	0,014	0,099	0,242	0,181	-0,243	0,172	0,047
<i>Paracytheridea triquetra</i>	0,186	0,200	0,095	0,179	0,282	0,243	0,332	0,282	0,218	0,208	0,158	0,247	0,177	-0,148	0,217	-0,035
<i>Pontocythere turbida</i>	0,120	0,120	0,015	0,097	-0,116	0,065	0,297	-0,116	0,061	-0,042	0,024	0,126	-0,013	-0,121	0,171	0,387
<i>Semicytherura incongruens</i>	-0,085	-0,078	-0,085	-0,035	-0,144	-0,134	-0,008	-0,144	-0,042	-0,141	-0,075	0,023	-0,103	0,026	0,367	0,198
<i>Semicytherura velata</i>	0,113	0,095	-0,058	0,018	-0,015	0,175	0,286	-0,015	-0,006	-0,011	-0,052	0,086	0,012	-0,089	-0,006	0,305
<i>Semicytherura rarecostata</i>	0,089	0,103	0,168	0,202	-0,131	-0,155	0,116	-0,131	0,171	-0,056	0,179	0,232	0,069	-0,173	0,530	0,063
<i>Semicytherura virgata</i>	0,058	0,070	0,097	0,143	-0,139	-0,139	0,104	-0,139	0,114	-0,065	0,102	0,178	0,017	-0,125	0,470	0,143
<i>Urocythereis margaritifera</i>	-0,282	-0,285	-0,368	-0,306	-0,211	-0,148	-0,080	-0,211	-0,315	-0,325	-0,361	-0,249	-0,339	0,265	0,075	0,352
Granulomtria	-0,957	-0,950	-0,977	-0,976	-0,276	-0,611	-0,829	-0,276	-0,908	-0,723	-0,928	-0,973	-0,940	0,000	-0,508	0,155
Batimetria	0,287	0,294	0,563	0,507	-0,211	-0,106	0,101	-0,211	0,435	0,102	0,497	0,511	0,423	-0,508	0,000	-0,142
<i>Artemia salina</i>	-0,218	-0,233	-0,310	-0,277	-0,559	-0,029	-0,097	-0,559	-0,302	-0,325	-0,326	-0,327	-0,340	0,155	-0,142	0,000
Taxa S	0,733	0,734	0,808	0,815	0,153	0,244	0,629	0,153	0,729	0,457	0,770	0,825	0,698	-0,792	0,619	-0,251
Individuals	0,192	0,194	0,230	0,268	-0,123	-0,058	0,239	-0,123	0,211	-0,014	0,216	0,317	0,154	-0,275	0,534	0,079
Dominance D	-0,250	-0,258	-0,064	-0,173	-0,323	-0,386	-0,496	-0,323	-0,223	-0,227	-0,184	-0,191	-0,152	0,134	0,151	-0,170
Shannon H	0,599	0,606	0,528	0,600	0,339	0,393	0,685	0,339	0,585	0,440	0,583	0,619	0,523	-0,551	0,269	-0,104
Equitability J	0,039	0,053	-0,165	-0,052	0,355	0,300	0,344	0,355	0,028	0,102	-0,021	-0,034	-0,051	0,115	-0,332	0,125

Tabella 6.12 - Analisi della correlazione di Pearson tra alcune specie di ostracodi per NI, caratteristiche dell'associazione, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici per tutti i campioni.

	Al	V	Fe	Ni	Cd	Sn	Ba	Tl	Pb	As	Zn	Cr	Cu	Gran.	Batim.	A. sal.
<i>Aurila arborescens</i>	0,185	0,185	0,149	0,208	0,011	0,070	0,282	0,011	0,184	0,049	0,164	0,273	0,147	-0,219	0,374	0,087
<i>Carinocythereis carinata</i>	0,138	0,151	0,418	0,337	-0,128	0,042	-0,085	-0,128	0,357	0,157	0,414	0,297	0,358	-0,336	0,680	-0,046
<i>Cyprideis torosa</i>	0,284	0,277	0,535	0,437	-0,195	-0,293	-0,014	-0,195	0,305	0,060	0,381	0,447	0,346	-0,442	0,689	-0,481
<i>Cytherois uffenordei</i>	0,201	0,214	0,492	0,429	-0,221	-0,217	-0,034	-0,221	0,371	0,063	0,428	0,435	0,331	-0,412	0,936	-0,198
<i>Cytheroma variabilis</i>	0,229	0,221	0,193	0,246	-0,094	0,044	0,343	-0,094	0,188	-0,010	0,191	0,297	0,151	-0,277	0,349	0,162
<i>Hemicytherura videns</i>	0,352	0,358	0,496	0,493	-0,109	-0,093	0,301	-0,109	0,412	0,077	0,469	0,507	0,341	-0,468	0,661	-0,137
<i>Loxoconcha affinis</i>	0,331	0,321	0,417	0,419	-0,186	-0,118	0,315	-0,186	0,298	-0,013	0,345	0,468	0,283	-0,447	0,616	-0,093
<i>Loxoconcha ovulata</i>	0,040	0,052	0,035	0,095	-0,030	-0,053	0,128	-0,030	0,094	-0,028	0,067	0,145	0,011	-0,075	0,377	0,118
<i>Loxoconcha rhomboidea</i>	0,524	0,502	0,621	0,600	-0,179	0,035	0,472	-0,179	0,456	0,103	0,530	0,634	0,487	-0,661	0,629	-0,100
<i>Paracytheridea depressa</i>	0,150	0,130	0,108	0,139	-0,079	0,056	0,243	-0,079	0,083	-0,050	0,082	0,223	0,126	-0,209	0,303	0,062
<i>Paracytheridea triquetra</i>	0,080	0,092	0,065	0,127	0,072	0,018	0,182	0,072	0,135	0,034	0,103	0,190	0,071	-0,101	0,370	0,008
<i>Pontocythere turbida</i>	0,164	0,166	0,143	0,200	-0,111	-0,045	0,264	-0,111	0,149	-0,037	0,142	0,240	0,075	-0,205	0,362	0,168
<i>Semicytherura incongruens</i>	-0,074	-0,071	-0,089	-0,038	-0,140	-0,109	0,014	-0,140	-0,050	-0,138	-0,084	0,024	-0,096	0,020	0,350	0,211
<i>Semicytherura velata</i>	0,140	0,134	0,094	0,150	-0,135	-0,051	0,243	-0,135	0,088	-0,074	0,079	0,204	0,043	-0,178	0,312	0,179
<i>Semicytherura rarecostata</i>	0,101	0,111	0,185	0,213	-0,163	-0,187	0,116	-0,163	0,165	-0,076	0,180	0,245	0,072	-0,191	0,544	0,045
<i>Semicytherura virgata</i>	0,266	0,267	0,416	0,406	-0,215	-0,235	0,180	-0,215	0,293	-0,019	0,337	0,437	0,245	-0,401	0,734	-0,143
<i>Urocythereis margaritifera</i>	0,017	0,013	-0,052	0,014	-0,177	-0,044	0,163	-0,177	-0,024	-0,139	-0,052	0,064	-0,073	-0,053	0,241	0,332
Granulomtria	-0,957	-0,950	-0,977	-0,976	-0,276	-0,611	-0,829	-0,276	-0,908	-0,723	-0,928	-0,973	-0,940	0,000	-0,508	0,155
Batimetria	0,287	0,294	0,563	0,507	-0,211	-0,106	0,101	-0,211	0,435	0,102	0,497	0,511	0,423	-0,508	0,000	-0,142
<i>Artemia salina</i>	-0,218	-0,233	-0,310	-0,277	-0,559	-0,029	-0,097	-0,559	-0,302	-0,325	-0,326	-0,327	-0,340	0,155	-0,142	0,000
Taxa S	0,733	0,734	0,808	0,815	0,153	0,244	0,629	0,153	0,729	0,457	0,770	0,825	0,698	-0,792	0,619	-0,251
Individuals	0,295	0,296	0,425	0,429	-0,172	-0,053	0,261	-0,172	0,356	0,042	0,393	0,466	0,313	-0,443	0,748	0,010
Dominance D	0,034	0,043	0,284	0,201	-0,184	0,032	-0,163	-0,184	0,229	0,075	0,282	0,153	0,242	-0,220	0,515	0,062
Shannon H	0,200	0,201	0,000	0,095	0,282	0,119	0,376	0,282	0,078	0,125	0,034	0,141	0,029	-0,050	-0,211	-0,095
Equitability J	-0,278	-0,277	-0,532	-0,438	0,181	-0,063	-0,015	0,181	-0,406	-0,195	-0,474	-0,397	-0,442	0,472	-0,631	0,051

Tabella 6.13 - Analisi della correlazione di Pearson tra alcune specie di ostracodi per NV, caratteristiche dell'associazione, parametri fisico-chimici ed ecotossicologici per tutti i campioni.

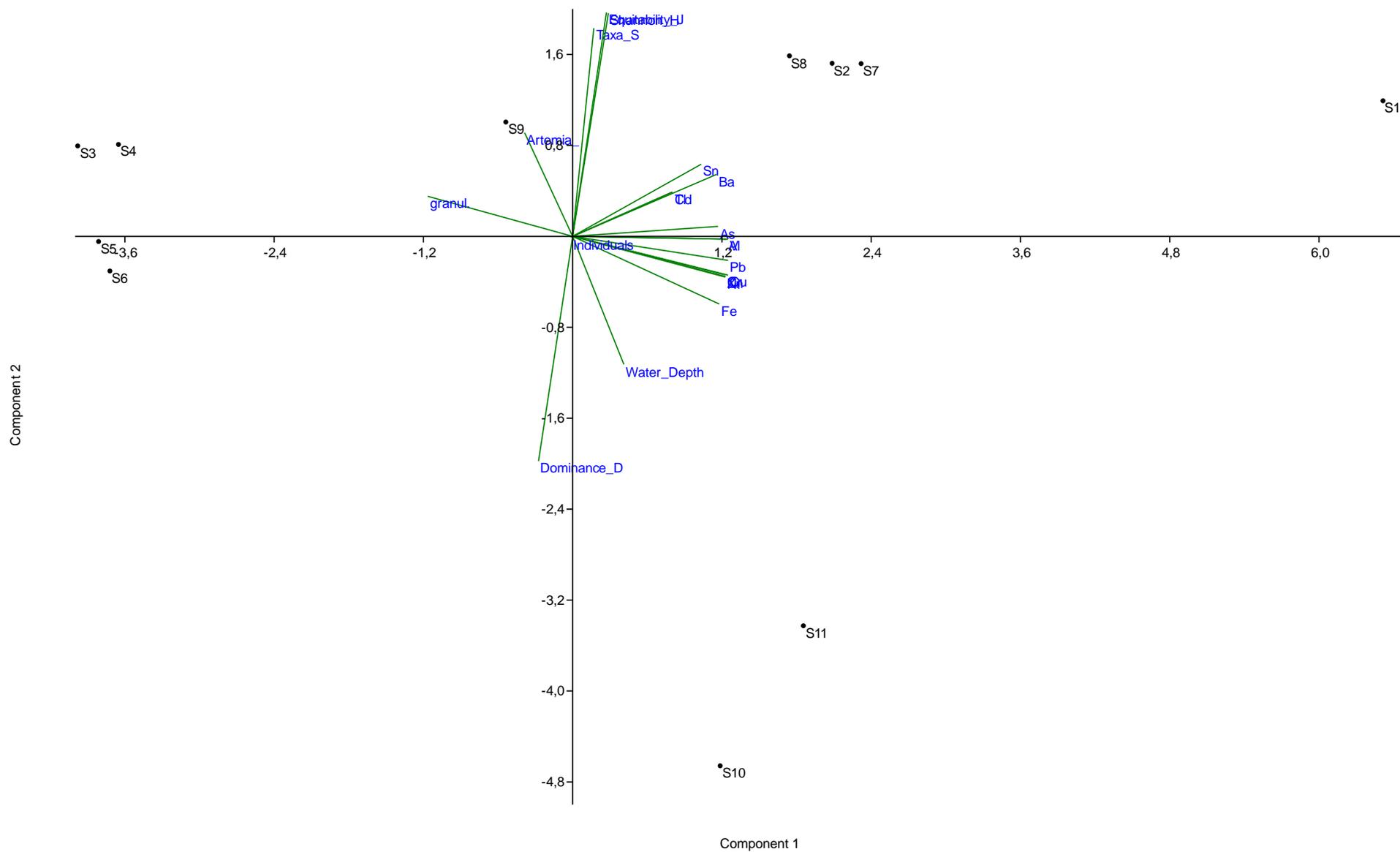


Figura 6.8 - Scatter plot per gli assi 1 e 2 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

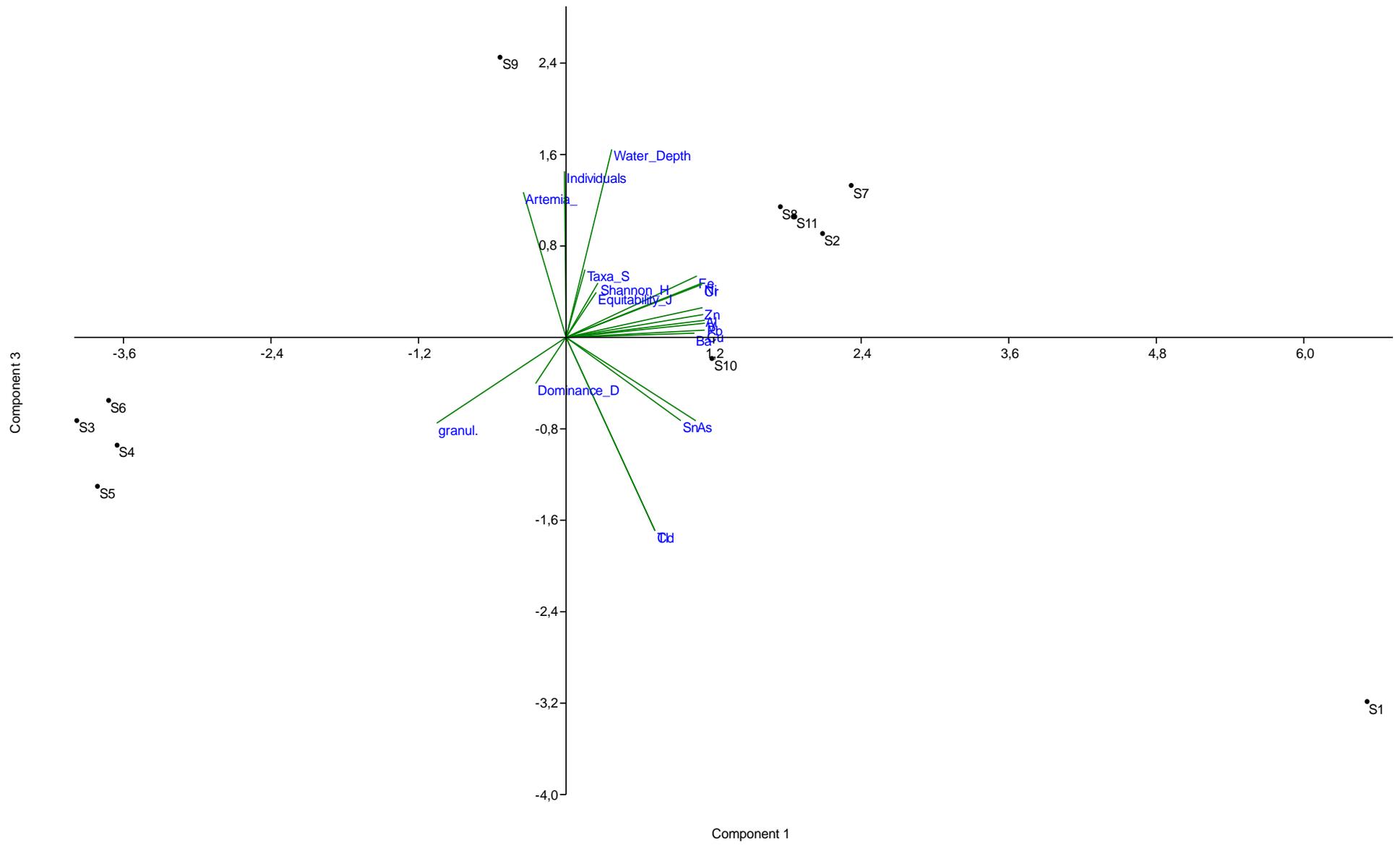


Figura 6.11 - Scatter plot per gli assi 1 e 3 della PCA per l'associazione a foraminiferi.

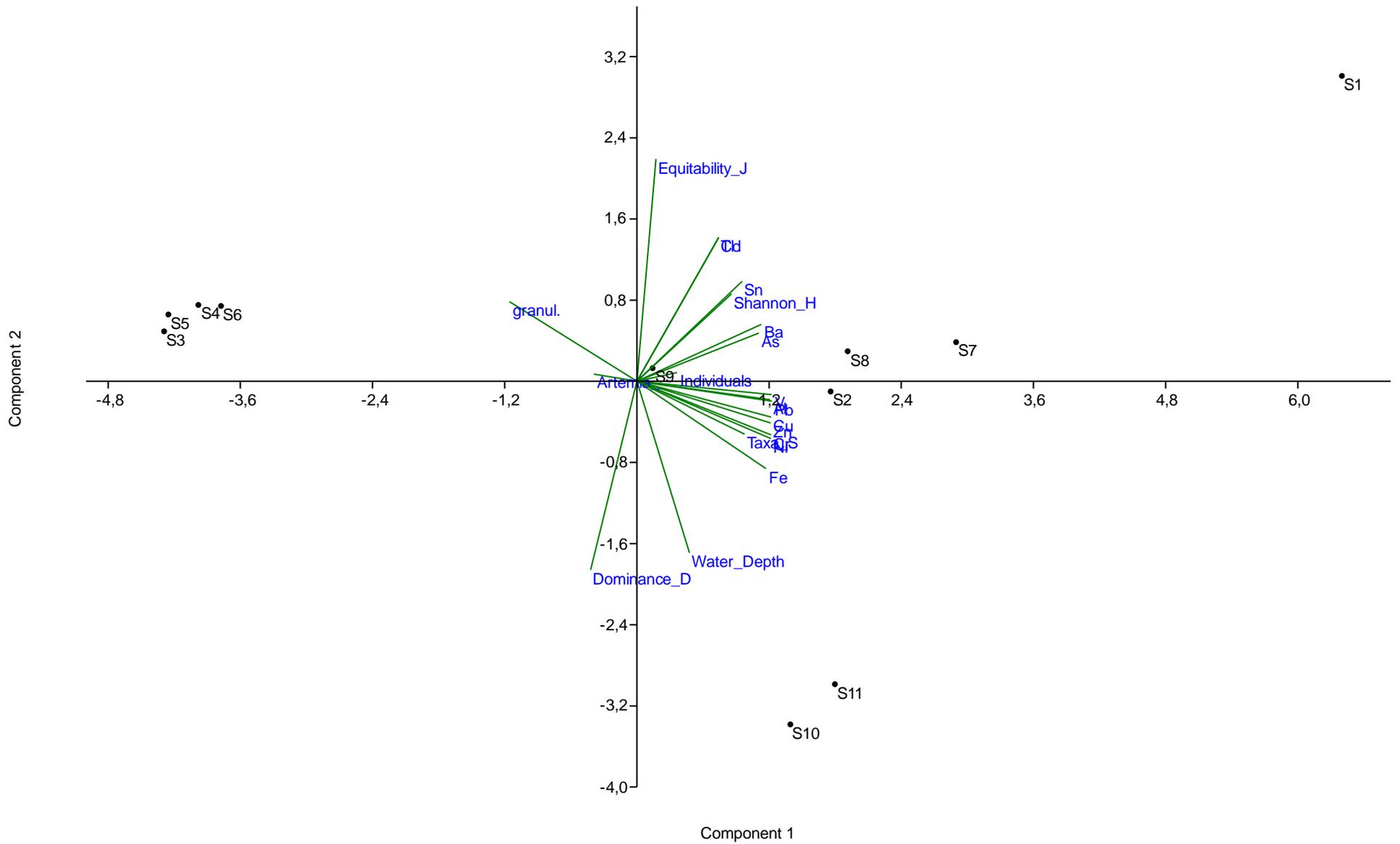


Figura 6.13 - Scatter plot per gli assi 1 e 2 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

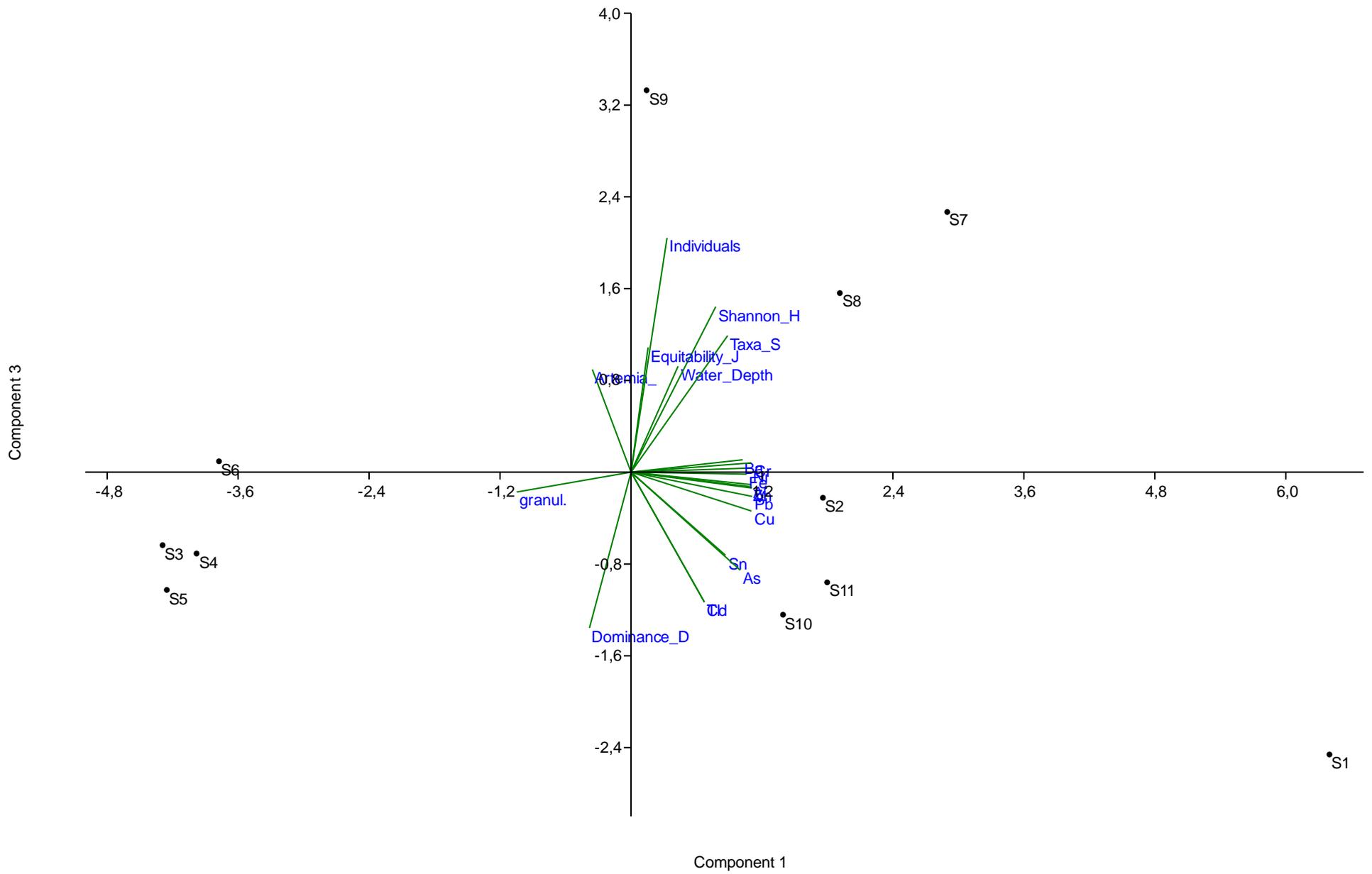


Figura 6.17 - Scatter plot per gli assi 1 e 3 della PCA per l'associazione a ostracodi per NI.

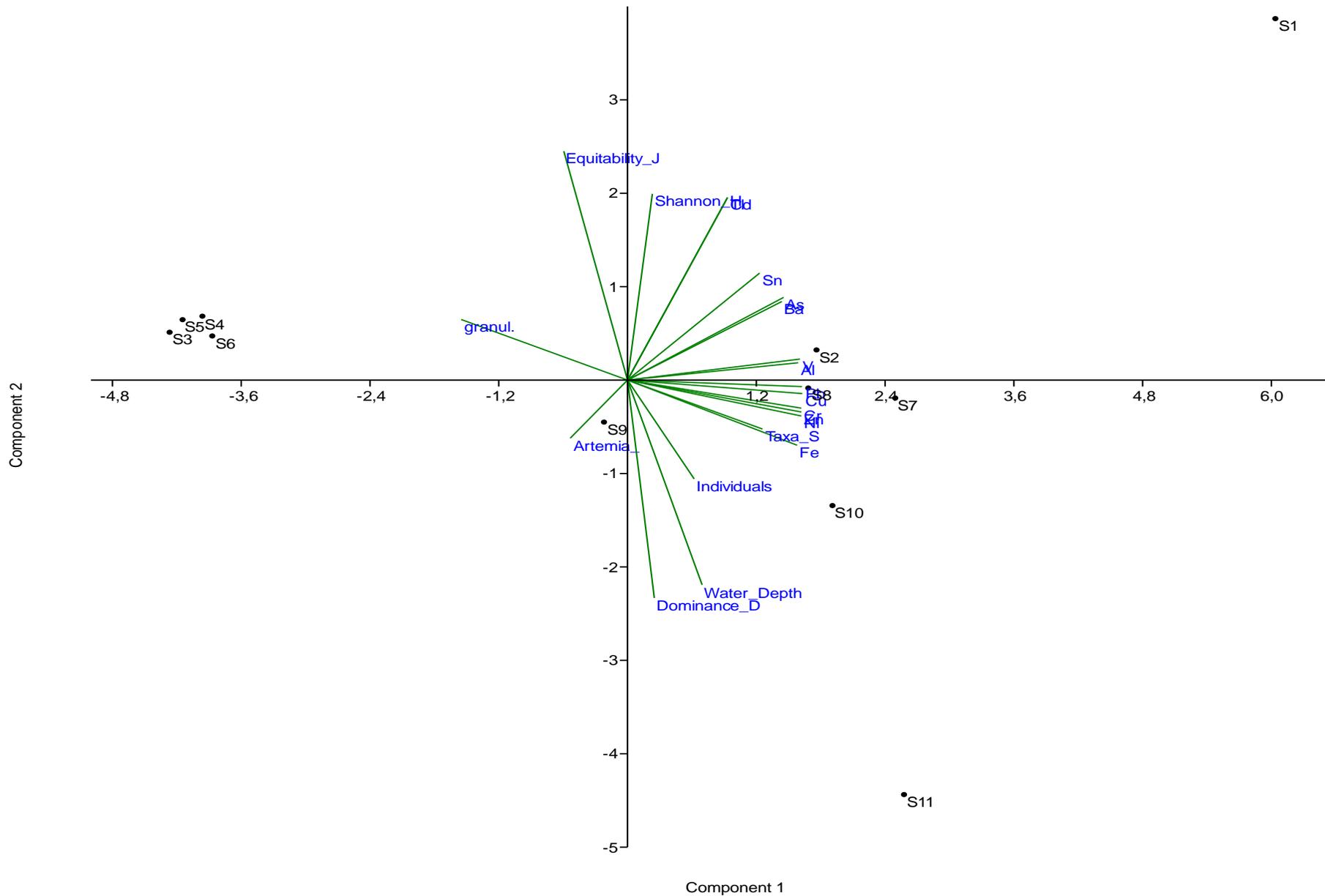


Figura 6.19 - Scatter plot per gli assi 1 e 2 della PCA per l'associazione a ostracodi per NV.

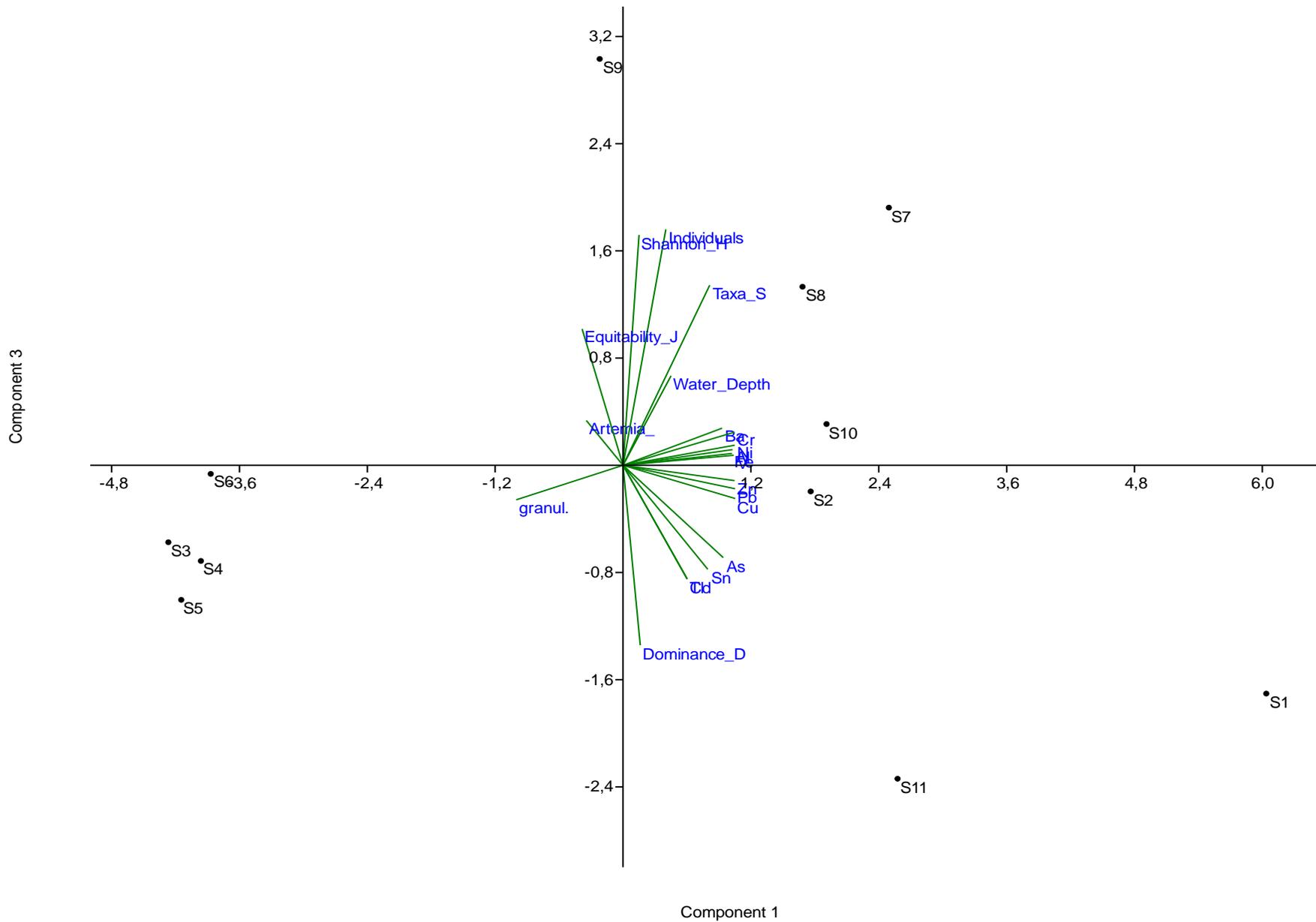


Figura 6.20 - Scatter plot per gli assi 1 e 3 della PCA per l'associazione a ostracodi per NV.

Capitolo 7: Confronto tra le aree di studio

Le tre aree campionate, la baia di Pozzuoli, il tratto costiero da Torregaveta a Cuma e la baia di Silivri, sono accomunate da un persistente stress ambientale. Nonostante le differenze nella tipologia di sfruttamento della costa, fonti di contaminazione e condizioni fisico-chimiche, le analisi effettuate hanno reso evidente che le associazioni, considerate nel loro complesso, sono in relazione diretta con l'impatto antropico.

In Tab. 7.1 vengono riassunti alcuni dati significativi messi a confronto per le diverse aree; nelle analisi effettuate sulle associazioni a foraminiferi bentonici e ostracodi si è evidenziata la forte correlazione tra la comunità meiobentonica e i parametri profondità e granulometria. Si nota che l'area di Pozzuoli presenta il maggior numero di specie sia per l'associazione a foraminiferi bentonici che a ostracodi, ma presenta anche i valori più bassi degli indici di diversità e dominanza considerati per diversi campioni; nella valutazione della diversità complessiva bisogna tener conto dei campioni con profondità maggiori di 20 m presenti solo per quest'area.

L'area di Torregaveta-Cuma e Silivri mostrano associazioni con un simile numero di specie, ma si osserva che nella baia turca c'è una diversità minore per l'associazione a foraminiferi rispetto all'ostracofauna, probabilmente dovuta alle variazioni di salinità indotte dallo sbocco di due piccoli fiumi nella baia e dagli scarichi urbani a largo tramite condotte sottomarine.

L'abbondanza delle associazioni invece è simile per le aree Pozzuoli e Silivri, che hanno una simile morfologia della baia, inferiore per Torregaveta-Cuma, che presenta una granulometria mediamente più grossolana delle altre due aree.

Aree di studio	n° campioni	Range profondità (m)	Granulometria	Numero di specie totale Foraminiferi	Range Taxa Foraminiferi	Individui (x 100g) Foraminiferi	Numero di specie totale Ostracodi	Range Taxa Ostracodi	Individui (x 100g) Ostracodi
Pozzuoli (T)	19	2,5 - 35	SF-SM-SG	146	38-82	309-118272	117	6-70	19-2459
Torregaveta - Cuma (F)	16	3-13,5	SF-SM	97	35-51	636-6336	73	10-42	10-436
Silivri (S)	11	2,5-18	SFF-SF-SM	66	20-38	2600-36480	76	24-56	138-1865

Tabella 7.1 - Confronto tra le tre aree campionate.

I valori di diversità e di abbondanza già significativi se considerati nel complesso, sono ancor più evidenti se valutati per fasce batimetriche. Sono state distinte 5 fasce con range batimetrico adatto a valutare al meglio le tre aree a seconda del numero di campioni e delle profondità disponibili; le fasce batimetriche considerate sono 0-3,5 m, 4-5 m, 5,5-9 m, 9,5-15 m, 15,5-20 m e 20,5-35 m.

Nell'intervallo che comprende i campioni fino a 3,5 m notiamo che la diversità per le associazioni a foraminiferi è superiore nella baia di Pozzuoli, seguita da Torregaveta-Cuma; ancor più bassa sia come diversità semplice che per l'indice di Shannon per la baia di Silivri,

che inoltre presenta alta dominanza e bassa equitabilità, insieme a un numero più alto di individui. Si ritiene che la salinità sia il fattore che maggiormente regola questa diversità. Per la stazione Pozzuoli il numero più alto di specie si registra per il campione T3-1, l'unico a sabbie grossolane, mentre tutti gli altri campioni di questa fascia batimetrica sono a sabbie medie; ciò discorda con i dati che si riscontrano in letteratura sulla distribuzione e diversità delle associazioni in relazione ai parametri granulometrici, ma potrebbe essere correlato ad una minor presenza di metalli pesanti in questa tipologia di substrato. Stessa condizione si verifica per l'associazione a ostracodi per quanto riguarda la diversità nel campione T3-1. Le ostracofaune presentano simili valori di diversità nelle stazioni Torregaveta-Cuma e Silivri, con un'abbondanza superiore in quest'ultima, e picchi molto più bassi per Pozzuoli, che presenta la minor abbondanza.

Nell'intervallo 4-5 m abbiamo valori più alti di diversità ed equitabilità per l'associazione a foraminiferi di Pozzuoli e i più bassi per Silivri, con alti valori di dominanza. Le ostracofaune sono maggiormente diversificate per la stazione di Silivri, che presenta due campioni a sabbie molto fini per questa fascia batimetrica rispetto ai campioni a sabbie medie delle altre due aree in cui riscontriamo picchi molto bassi di abbondanza e diversità.

Per gli intervalli 5,5-9 m e 9,5-15 m riscontriamo condizioni simili: una maggiore diversità delle associazioni a foraminiferi per l'area di Pozzuoli e Torregaveta-Cuma rispetto alla baia di Silivri; mentre per le ostracofaune si presenta la condizione opposta, con una fauna maggiormente diversificata nella baia turca, e picchi molto bassi di diversità ed equitabilità nelle altre due aree; i campioni di Pozzuoli sono anche molto poveri in numero di individui.

Per l'intervallo da 15,5 a 20 m, sono disponibili solo i dati per Pozzuoli (3 campioni) e Silivri (2) e si evidenzia che per entrambi i gruppi sistematici si presentano valori di diversità più elevati rispetto alle altre fasce batimetriche. Anche in questo caso il fattore salinità è fondamentale nella composizione delle associazioni a foraminiferi; per le ostracofaune notiamo indici di diversità, dominanza ed equitabilità molto simili a differenza degli intervalli precedenti nel quale risultano positivi in favore della baia di Silivri.

L'ultimo intervallo 20,5-35 m non permette confronti in quanto si dispone dei soli dati dei due campioni dell'area di Pozzuoli (27 e 35 metri), in cui si notano alti valori di diversità e di abbondanza per entrambi i gruppi sistematici.

Foraminiferi

Campione	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T1-1	2.5	65	SM	43	426	0,07	3,02	0,80
T5-1	3	90	SM	47	362	0,06	3,28	0,85
T3-1	3.5	101	SG	71	668	0,09	3,26	0,76

F7	3	160	SM	47	6336	0,11	2,84	0,74
----	---	-----	----	----	------	------	------	------

S4	2,5	198	SM	33	8864	0,32	2,00	0,57
S3	3	220	SM	28	4480	0,26	2,15	0,65
S5	3	210	SM	25	8288	0,38	1,78	0,55

Tabella 7.2 – Campioni del range batimetrico: 0-3,5 m.

Campione	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T4-1	4	124	SM	52	485	0,05	3,39	0,86
T1-2	5	105	SM	55	1400	0,05	3,33	0,83
T2-1	5	87	SM	38	848	0,06	3,17	0,87
T5-2	5	214	SM	50	309	0,07	3,29	0,84

FX	4	150	SM	46	2368	0,09	2,98	0,78
F15	4	128	SM	40	636	0,09	2,92	0,79
F8	4,5	160	SM	47	3144	0,10	2,98	0,77
F14	5	350	SM	37	692	0,11	2,77	0,77

S1	5	-	SFF	31	5888	0,15	2,45	0,71
S2	5,5	-	SFF	31	6144	0,17	2,44	0,71

Tabella 7.3 - Campioni del range batimetrico: 4-5 m.

Campione	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T3-2	6	203	SG	39	179	0,10	2,88	0,79
T3-3	8	390	SG	74	815	0,13	2,96	0,69
T5-3	8	380	SM	50	356	0,07	3,23	0,82
T4-2	9	238	SM	56	489	0,06	3,33	0,83

F1	6,5	420	SM	40	2064	0,09	2,89	0,78
F9	7	620	SM	37	2288	0,09	2,89	0,80
F6	7,5	460	SM	35	1752	0,09	2,85	0,80
F13	8	650	SM	41	1488	0,10	2,78	0,75
F2	8,5	600	SF	51	6096	0,10	2,95	0,75
F10	9	850	SM	37	3728	0,11	2,79	0,77

S6	8	430	SM	28	2600	0,37	1,71	0,51
S7	9	530	SFF	36	5008	0,10	2,75	0,77

Tabella 7.4 - Campioni del range batimetrico: 5,5-9 m.

Campione	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T2-2	10	272	SM	48	1412	0,05	3,39	0,88
T1-3	11	269	SG	53	2460	0,04	3,43	0,86
T5-4	13	561	SG	45	1304	0,09	2,98	0,78
F3	10,5	930	SF	51	6016	0,11	2,98	0,76
F4	11	800	SM	43	1360	0,11	2,91	0,77
F5	11	728	SM	38	1936	0,09	2,92	0,80
F12	13	1000	SF	47	3048	0,09	2,95	0,77
F11	13,5	990	SF	46	6160	0,09	2,97	0,78
S8	9,5	621	SFF	38	6496	0,12	2,63	0,72
S10	13	800	SFF	20	6832	0,71	0,81	0,27

Tabella 7.5 - Campioni del range batimetrico: 9,5-15 m.

Campione	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T4-3	17	416	SF	72	84608	0,06	3,42	0,80
T2-3	19	511	SM	82	8224	0,08	3,34	0,76
T1-4	20	470	SM	62	9504	0,07	3,40	0,82

S9	16	390	SF	34	36480	0,12	2,59	0,73
S11	18	1500	SFF	20	14048	0,55	1,21	0,40

Tabella 7.6 - Campioni del range batimetrico: 15,5-20 m.

Campione	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T2-4	27	688	SF	74	118272	0,08	3,33	0,77
T2-5	35	940	SF	65	35072	0,04	3,57	0,86

Tabella 7.7 - Campioni del range batimetrico: 20,5-35 m.

Confronto fasce batimetriche: foraminiferi

Campione	n° campioni per area	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	Tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T	3	2,5 - 3,5	65 -101	SM-SG	43 - 71	362 - 668	0,06 - 0,09	3,02 - 3,28	0,76 - 0,85
F	1	3	160	SM	47	6336	0,11	2,84	0,74
S	3	2,5-3	198-220	SM	25-33	4480-8864	0,26-0,38	1,78-2,00	0,55-0,65

Tabella 7.8 - Confronto fascia batimetrica: 0-3,5 m.

Campione	n° campioni per area	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T	4	4-5	87 - 214	SM	38 - 55	309 - 1400	0,05 - 0,07	3,17 - 3,39	0,83 - 0,87
F	4	4-5	128 - 350	SM	37 - 47	636 - 3144	0,09 - 0,11	2,77 - 2,98	0,77 - 0,79
S	2	5-5,5	-	SFF	31	5888 - 6144	0,15 - 0,17	2,45 - 2,44	0,71

Tabella 7.9 - Confronto fascia batimetrica: 4-5 m.

Campione	n° campioni per area	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T	4	6 - 9	203 - 390	SM-SG	39-74	179 -815	0,07 - 0,13	2,88 - 3,33	0,69 - 0,83
F	6	6,5 - 9	420 - 850	SF-SM	35 - 51	1488 - 6096	0,09 - 0,11	2,78 - 2,95	0,75 - 0,80
S	2	8- 9	420 - 530	SFF-SM	28 - 36	2600 - 5008	0,10 - 0,37	1,71 - 2,75	0,51 - 0,77

Tabella 7.10 - Confronto fascia batimetrica: 5,5-9 m.

Campione	n° campioni per area	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T	3	10 - 13	269 - 561	SM-SG	45 -53	1304-2460	0,04 - 0,09	2,98 - 3,43	0,78 - 0,88
F	5	10,5 - 13,5	728 - 1000	SF-SM	38 -51	1360-6016	0,09 - 0,11	2,92 - 2,98	0,76 - 0,80
S	2	9,5 - 13	621 - 800	SFF	20-38	6496-6832	0,12 - 0,71	0,81 - 2,63	0,27 - 0,72

Tabella 7.11 - Confronto fascia batimetrica: 9,5-15 m.

Campione	n° campioni per area	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T	3	17 - 20	416 - 511	SF-SM	62 - 82	8224 - 84608	0,06- 0,08	3,34 - 3,57	0,76 - 0,82
S	2	16 - 18	390 - 1500	SF-SFF	20 - 34	14048 - 36480	0,12- 0,55	1,21 - 2,59	0,73 - 0,40

Tabella 7.12 - Confronto fascia batimetrica: 15,5-20 m.

Campione	n° campioni per area	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T	2	27 - 35	688 - 940	SF	65 - 74	35072 - 118272	0,04- 0,08	3,33 - 3,57	0,77 - 0,82

Tabella 7.13 - Confronto fascia batimetrica: 20,5-35 m.

Ostracodi

Campione	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T1-1	2.5	65	SM	15	26	0,12	2,41	0,89
T5-1	3	90	SM	9	27	0,46	1,32	0,60
T3-1	3.5	101	SG	39	52	0,05	3,34	0,91
F7	3	160	SM	31	322	0,12	2,60	0,76
S4	2,5	198	SM	30	144	0,09	2,78	0,83
S3	3	220	SM	29	138	0,09	2,80	0,82
S5	3	210	SM	30	268	0,10	2,64	0,83

Tabella 7.14 – Campioni del range batimetrico: 0-3,5 m.

Campione	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	Tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T4-1	4	124	SM	10	48	0,33	1,47	0,64
T1-2	5	105	SM	31	73	0,08	2,96	0,86
T2-1	5	87	SM	9	26	0,21	1,85	0,84
T5-2	5	214	SM	6	29	0,40	1,24	0,69
FX	4	150	SM	22	106	0,25	2,10	0,68
F15	4	128	SM	11	10	0,12	2,25	0,94
F8	4,5	160	SM	23	90	0,14	2,44	0,78
F14	5	350	SM	10	22	0,21	1,89	0,82
S1	5	-	SFF	44	335	0,05	3,34	0,88
S2	5,5	-	SFF	38	384	0,08	2,99	0,82

Tabella 7.15 - Campioni del range batimetrico: 4-5 m.

Campione	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T3-2	6	203	SG	17	19	0,32	1,92	0,68
T3-3	8	390	SG	39	61	0,06	3,24	0,88
T5-3	8	380	SM	12	48	0,29	1,65	0,67
T4-2	9	238	SM	11	35	0,33	1,61	0,67

F1	6,5	420	SM	21	127	0,25	2,05	0,67
F9	7	620	SM	15	57	0,11	2,39	0,88
F6	7,5	460	SM	19	46	0,13	2,43	0,82
F13	8	650	SM	17	45	0,11	2,48	0,87
F2	8,5	600	SF	42	392	0,11	2,76	0,74
F10	9	850	SM	16	96	0,13	2,34	0,84

S6	8	430	SM	24	195	0,08	2,88	0,85
S7	9	530	SFF	56	833	0,04	3,55	0,88

Tabella 7.16 - Campioni del range batimetrico: 5,5-9 m.

Campione	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T2-2	10	272	SM	20	47	0,12	2,51	0,84
T1-3	11	269	SG	22	49	0,13	2,62	0,85
T5-4	13	561	SG	14	25	0,12	2,40	0,91

F3	10,5	930	SF	42	436	0,10	2,83	0,76
F4	11	800	SM	26	70	0,08	2,80	0,86
F5	11	728	SM	13	32	0,17	2,07	0,81
F12	13	1000	SF	28	146	0,24	2,12	0,64
F11	13,5	990	SF	32	375	0,14	2,49	0,72

S8	9,5	621	SFF	44	1049	0,05	3,27	0,86
S10	13	800	SFF	47	355	0,14	2,85	0,74

Tabella 7.17 - Campioni del range batimetrico: 9,5-15 m.

Campione	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T4-3	17	416	SF	61	1672	0,04	3,59	0,87
T2-3	19	511	SM	38	173	0,12	2,84	0,78
T1-4	20	470	SM	48	129	0,04	3,55	0,92

S9	16	390	SF	50	1865	0,05	3,40	0,87
S11	18	1500	SFF	41	276	0,12	2,81	0,76

Tabella 7.18 - Campioni del range batimetrico: 15,5-20 m.

Campione	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T2-4	27	688	SF	70	1916	0,05	3,54	0,83
T2-5	35	940	SF	57	2512	0,06	3,28	0,81

Tabella 7.19 - Campioni del range batimetrico: 20,5-35 m.

Confronto fasce batimetriche: ostracodi

Campione	n ° campioni per area	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T	3	2,5 - 3,5	65 -101	SM-SG	9 - 39	26 - 52	0,05 - 0,12	1,32 - 3,34	0,60- 0,91
F	1	3	160	SM	31	322	0,12	2,60	0,76
S	3	2,5-3	198-220	SM	29-30	138-268	0,9-0,10	2,64-2,80	0,82-0,83

Tabella 7.20 - Confronto fascia batimetrica: 0-3,5 m.

Campione	n ° campioni per area	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T	4	4-5	87 - 214	SM	6 - 31	26 - 73	0,08 - 0,40	1,24 - 2,96	0,64 - 0,86
F	4	4-5	128 - 350	SM	10 - 23	10 - 106	0,12 - 0,25	1,89 - 2,44	0,68 - 0,94
S	2	5-5,5	-	SFF	38 - 44	335 - 384	0,05 - 0,08	2,99 - 3,34	0,82 - 0,88

Tabella 7.21 - Confronto fascia batimetrica: 4-5 m.

Campione	n ° campioni per area	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T	4	6 - 9	203 - 390	SM-SG	11 - 39	19 - 61	0,06 - 0,33	1,61 - 3,24	0,67 - 0,88
F	6	6,5 - 9	420 - 850	SF-SM	15 - 42	45 - 392	0,11 - 0,25	2,05 - 2,76	0,67 - 0,88
S	2	8 - 9	420 - 530	SFF-SM	24 - 56	195 - 833	0,08 - 0,4	2,88 - 3,55	0,85 - 0,88

Tabella 7.22 - Confronto fascia batimetrica: 5,5-9 m.

Campione	n° campioni per area	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T	3	10 - 13	269 - 561	SM-SG	14 -22	25-49	0,12 - 0,13	2,40 - 2,62	0,84 - 0,91
F	5	10,5 - 13,5	728 - 1000	SF-SM	13 -42	32-436	0,08 - 0,24	2,07 - 2,83	0,72 - 0,86
S	2	9,5 - 13	621 - 800	SFF	44 -47	355-1809	0,05 - 0,14	2,85 - 3,27	0,74 - 0,86

Tabella 7.23 - Confronto fascia batimetrica: 9,5-15 m.

Campione	n° campioni per area	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T	3	17 - 20	416 - 511	SF-SM	38 -61	129 - 1672	0,04- 0,12	2,84 - 3,59	0,78 - 0,92
S	2	16 - 18	390 - 1500	SF-SFF	41 -50	276 - 1865	0,05- 0,12	2,81 - 3,40	0,76 - 0,87

Tabella 7.24 - Confronto fascia batimetrica: 15,5-20 m.

Campione	n° campioni per area	profondità (m)	distanza dalla costa (m)	tipo di sedimento	Taxa S	Individuals (x 100g)	Dominance D	Shannon H	Equitability J
T	2	27 - 35	688 - 940	SF	57 -70	1916 - 2512	0,05- 0,6	3,54 - 3,28	0,81 - 0,83

Tabella 7.25 - Confronto fascia batimetrica: 20,5-35 m.

Capitolo 8: Conclusioni

In molte aree costiere le attività umane introducono inquinanti caratteristici che possono produrre gravi alterazioni nei diversi livelli trofici degli ecosistemi. Negli ultimi decenni numerose indagini si sono concentrate sulla ricerca di organismi da utilizzare come mezzo di controllo biologico dell'impatto dei cambiamenti di origine antropica in questi ambienti. Alcuni modelli generali sono stati proposti collegando la presenza delle faune con il grado di eutrofizzazione (Kitamori, 1984; Orive et al., 2002) mentre altre indagini più specifiche si sono concentrate sull'impatto di particolari fattori, determinanti per la vita di un ecosistema, come l'ipossia (Gray et al., 2002).

Tra gli organismi della macrofauna utilizzati più comunemente nel biomonitoraggio, sia di comunità che per le singole specie, ritroviamo: bivalvi (Cossa, 1995; Hiss et al., 1999), echinodermi (Fernández & Beiras, 2001; Beiras et al., 2003), poriferi (Perez et al., 2003), cnidari (Harland et al., 1990), crostacei (Rainbow & White, 1989; Clason et al., 2003) e pesci (Kress et al., 1998; Ueno et al., 2002), utilizzati come bioindicatori o biomarker (Rinderhagen et al., 2000). Tra i gruppi sistematici che permettono la valutazione degli effetti dell'impatto antropogenico ci sono anche: copepodi (Lampadariou et al., 1997; Lee et al., 2001), turbellari (Lee & Correa, 2005), diatomee (Cooper & Brush, 1991) e cisti di dinoflagellati (Willard et al., 2003).

Questo lavoro ha cercato di analizzare il potenziale dei foraminiferi bentonici e degli ostracodi come traccianti di possibili cambiamenti prodotti dalle attività antropiche, al fine di valutarne l'utilizzo nella caratterizzazione dei problemi ambientali nelle zone costiere e marine del mondo.

In particolare si evince che lo studio delle associazioni a foraminiferi bentonici e a ostracodi rispetto ad altre tecniche chimiche e biologiche per il controllo dell'inquinamento può apportare diversi vantaggi. La grande diversità tassonomica e l'ampia distribuzione in ambiente acquatico comporta molteplici risposte biologiche per i vari inquinanti. Inoltre, le piccole dimensioni e l'elevata densità di popolazione permette la raccolta di campioni con dimensioni statisticamente significative in modo rapido ed economico con il minimo impatto ambientale; il ciclo riproduttivo breve e la crescita rapida rendono la struttura della comunità meiobentonica sensibile ai cambiamenti ambientali di rapido effetto; la facile conservazione dei gusci mineralizzati, permette una valutazione delle alterazioni dell'ambiente non puntuale ma su scala temporale anche decennale o secolare (utilizzando carote di sedimenti) permettendo lo studio dei cambiamenti nella struttura attraverso un record storico; meccanismi di difesa biologici li proteggono da fattori ambientali sfavorevoli, fornendo così prova rilevabile di effetti dell'inquinamento.

Lo studio di queste associazioni si rivela un solido strumento ambientale utile per la gestione della sostenibilità di ecosistemi di acque salmastre e marine, con possibilità di valutare le modalità e i tempi di recupero di un sistema posto a bonifica dopo periodi prolungati di contaminazione o dopo eventi eccezionali.

Le relazioni tra indicatori di parametri fisico-chimici alterati in un singolo campione (alta concentrazione di metalli pesanti, IPA, ecotossicità rilevata) possono mostrare ampi margini di variabilità; non si può quindi prescindere da una visione complessiva, tenendo conto delle dinamiche che entrano in gioco tra il gran numero di variabili per comprendere le indicazioni date dalle variazioni della struttura delle popolazioni dei due gruppi sistematici considerati.

La baia di Pozzuoli, area sottoposta da lungo tempo a contaminazioni dovute all'industrializzazione, attività produttive e di servizio, portualità commerciale, turistica e scarichi urbani, presenta una disomogeneità dei campioni e nella struttura delle associazioni.

Elevate concentrazioni di metalli pesanti (principalmente Ni, Cd, Pb e As) e IPA, ecotossicità rilevata dalla batteria di test, contaminazione microbiologica rilevata dalle analisi per la balneabilità delle acque insieme ai parametri granulometria e batimetria rendono complessa la valutazione dell'area in rapporto alle associazioni meiobentoniche. Tra le osservazioni rilevanti l'inaspettata ricchezza e diversità delle associazioni in campioni a sabbie grossolane, probabilmente dovuta alla scarsa capacità di trattenere una quantità elevata di metalli e idrocarburi, ad eccezione del campione con il maggior contenuto di Cd e tossicità segnalata da *A. salina*. L'area più interna della baia presenta una minor presenza di metalli ma il traffico marittimo e gli scarichi di reflui urbani provocano una contaminazione, confermata dalla tossicità rilevata da *V. fischeri*, che va ad incidere sui rapporti di dominanza ed equitabilità delle associazioni, in particolare dell'ostracofauna. Alcune specie risultano sensibili alla presenza di maggiori concentrazioni di metalli ed elementi in traccia come gli ostracodi *Urocythereis margaritifera* e *Semicytherura simplex* e le specie di foraminiferi *Siphonaperta aspera* e *Nonion depressulum*. Tra le specie più abbondanti, in parte già segnalate come tolleranti a diversi stress ambientali ritroviamo *Ammonia parkinsoniana*, *Buccella granulata*, *Cycloforina contorta*, *Elphidium crispum*, *Neoconorbina terquemi*, *Quinqueloculina seminulum* tra i foraminiferi e *Aurila convexa*, *Pontocythere turbida*, *Procytherideis retifera*, *Loxoconcha affinis*, *L. ovulata*, *Semicytherura incongruens* e *Semicytherura rarecostata* tra gli ostracodi.

Il tratto costiero che va da Torregaveta a Cuma, interessato da un persistente e prolungato sfruttamento antropico, mostra un alto grado di complessità nei fattori da considerare per una valutazione dello stato del sistema. Una minore concentrazione di metalli (ad eccezione di Cd e As) e IPA è "compensata" da inquinanti che hanno come fonte le acque scarsamente trattate di scarichi urbani e del depuratore situato nelle vicinanze. Sostanze tossiche, abbondanza di materia organica ed eventuale scarsità di ossigeno al fondo possono causare alterazioni al sistema biologico esaminato. I campioni più vicini alla costa in prossimità degli scarichi mostrano le associazioni più povere sia in diversità che come numero degli individui, per entrambi i gruppi sistematici. Diversi campioni a minor batimetria e distanza dalla costa presentano maggiori livelli di tossicità segnalata dai 3 bioindicatori utilizzati; in particolare, in concomitanza con la segnalazione di forte biostimolazione per il test di tossicità acuta con *V. fischeri* si riscontrano associazioni poco diversificate e con elevati indici di dominanza. Le specie di foraminiferi *A. parkinsoniana* e *A. tepida* e l'ostracode *P. turbida* rappresentano una percentuale relativamente elevata dei campioni esaminati; ciò permette di ipotizzare condizioni di stress dell'area e un possibile effetto eutrofizzante delle sostanze introdotte in questo tratto di costa. Da notare come la specie *Urocythereis margaritifera*, ben adattata a fondali sabbiosi e presente nell'area campionata, non compaia nei campioni con maggiori evidenze di stress ambientale, nonostante i parametri granulometrici e batimetrici conformi alle caratteristiche della specie; in accordo con le osservazioni per area di Pozzuoli.

La baia di Silivri è influenzata da diverse fonti di contaminazione: scarichi urbani ed agricoli provenienti dalla terraferma, attività di commercio e trasporti dalla piccola attività portuale, l'influenza dal mare aperto per le acque contaminate proveniente da Istanbul e forti traffici marittimi del Mar di Marmara.

A parità di granulometria riscontriamo effetti sulle associazioni provenienti da differenti tipologie di contaminazione. I sedimenti più fini si differenziano per una quantità maggiore di metalli, soprattutto all'interno del porticciolo, in cui si riscontra il più alto valore di tossicità segnalato da *A. salina* e associazioni più povere rispetto ai campioni al di là del molo. I campioni più esterni alla baia risentono invece dello scarico degli effluvi urbani sottomarino, oltre alla moderata ecotossicità segnalata le associazioni presentano una composizione specifica molto povera, in particolare per i foraminiferi che risentono anche della conseguente variazione di salinità indotta dalle acque dello scarico. Si osservano alti valori di dominanza

per entrambi i gruppi sistematici: la specie *Ammonia tepida* ha abbondanze relative superiori al 70% e *Carinocythereis carinata* per l'associazione a ostracodi, che presenta inoltre, insieme ad altre specie, un gran numero di valve giovanili. Queste caratteristiche fanno ipotizzare che un possibile aumento della materia organica e abbassamento del tenore di ossigeno al fondo siano condizioni particolarmente stressanti per microfauna esaminata.

Le tre aree di studio hanno mostrato differenze nella struttura delle associazioni riconducibili a fattori sia naturali che antropici, e il confronto con le popolazioni di aree non interessate da stress ambientali o protette (es. Baia de La Strea, Porto Cesareo; Aiello et al., 2006) evidenzia il grado di ricchezza e diversità che possono raggiungere in condizioni ottimali.

Questo lavoro rappresenta inoltre un primo contributo alla conoscenza della distribuzione delle associazioni dei due gruppi sistematici per le tre aree in esame.

I confronti tra le caratteristiche delle associazioni rinvenute nelle diverse aree hanno evidenziato una sensibilità agli apporti antropici con caratteristiche in alcuni casi comuni tra le diverse aree e nel confronto tra i due gruppi sistematici e in altri casi mostrando differenze dovute alla diversa collocazione geografica, al diverso tipo di apporti inquinanti e alla diversa reazione tra protisti e crostacei rispetto a fattori ecologici, quali la salinità. Va sottolineato che uno studio integrato dei due gruppi permette una valutazione più ampia e completa della complessa interazione tra fattori ecologici naturali e quelli derivati da attività umane.

Appendici

Appendice 1 - Metodologie saggi ecotossicologici

- Valutazione della tossicità acuta con *Artemia salina*

Il metodo consente di valutare la tossicità acuta di campioni acquosi o di estratti provenienti/afferenti a corpi idrici marini o salmastri utilizzando come risposta l'immobilizzazione del crostaceo marino *Artemia salina*.

Naupli schiusi da cisti durature e allo stadio larvale II-III di *Artemia salina*, vengono utilizzati per un saggio a 24-96 ore per la determinazione dell'EC₅₀, dell'EC₂₀ e della diluizione di non effetto.

- Organismo test

Artemia salina è un crostaceo zooplanctonico appartenente all'ordine degli Anostraci. Presenta un corpo allungato che raggiunge una lunghezza massima di 10 mm in fase adulta.

Si rinviene comunemente in acque interne e costiere salate di quasi tutto il mondo, essendo la specie adattabile ad un ampio range di salinità, da acque quasi completamente dolci ad acque con salinità prossima a quella marina.

La riproduzione può avvenire per anfigonia o per partenogenesi. La prima si riscontra in popolazioni con abbondanza di maschi e di femmine.

L'organismo utilizzato per il saggio è un nauplio di età inferiore alle 48 ore allo stadio larvale. Per il test si possono utilizzare le *Reference Artemia Cysts* (RAC) disponibili presso la Quality Assurance Research Division, U.S. Environmental Protection Agency, Cincinnati OH 45268, U.S.A., oppure presso il Laboratory for Biological Research in Aquatic Pollution, University of Ghent, Belgium.

- Materiale occorrente

- microscopio stereoscopico da 8-10 ingrandimenti, oppure equivalente lente di ingrandimento; per l'osservazione si consiglia il fondo scuro o illuminato.
- incubatore per una temperatura di 25±1°C;
- sistema di illuminazione da 3000-4000 lux al piano di appoggio dei contenitori degli animali;
- luximetro per misurare l'intensità luminosa;
- pH-metro;
- salinometro;
- misuratore di ossigeno disciolto;
- piastre multi pozzetto monouso da 24 posti, con capacità di 3 mL ciascuno in polistirene per il saggio con le acque di scarico, oppure beaker in vetro da 50 mL per i campioni di acque superficiali;
- piastre Petri in vetro di 5 cm di diametro, con coperchio per la riattivazione delle cisti;
- micropipette in polietilene o in vetro per il trasferimento delle larve;
- strisce di parafilm per sigillare i contenitori del saggio;
- contenitori a tubetto in plastica da 2 mL per la conservazione delle cisti;
- pipette a volume variabile da 1-5 mL con relativi puntali;

- Soluzione di allevamento e di diluizione

Per l'allevamento, per la riattivazione delle cisti, per la diluizione dei campioni e come soluzione controllo si possono utilizzare soluzioni ottenute con sali marini già miscelati come l'Instant Ocean (si sciolgono in un litro d'acqua deionizzata sotto agitazione 35 g di sale marino e, quando necessario, si filtra la soluzione su carta da filtro) oppure si utilizza la soluzione ASPM così preparata:

- NaCl = 26,4 g;
- KCl = 0,84 g;
- CaCl₂·H₂O = 1,67 g;
- MgCl·H₂O = 4,6 g;
- MgSO₄·7H₂O = 5,58 g;
- NaHCO₃ = 0,17 g;
- H₃BO₃ = 0,03 g

I sali indicati vengono sciolti in un litro di acqua deionizzata mantenuta in agitazione.

Le soluzioni così preparate sono stabili per circa 1-2 mesi se mantenute al buio e alla temperatura di 4±1°C.

Le soluzioni devono essere portate a temperatura ambiente (20-25°C) prima del loro utilizzo. Si consiglia di utilizzare la soluzione Instant Ocean[®] per la riattivazione delle cisti in quanto permette una maggiore efficienza di schiusa e la soluzione ASPM per l'esecuzione del test in quanto garantisce una migliore ripetibilità dei risultati.

- Procedimento

Prima di condurre il saggio, il campione deve essere portato a temperatura ambiente. Si procede quindi alla misura del pH e della salinità. Valori di pH inferiori a 6.5 o superiori a 8.5, così come valori di salinità inferiori a 5‰ o superiori a 50‰ possono influire sulla sopravvivenza delle Artemie, inibendone le funzioni vitali. Anche uno scarso contenuto in ossigeno disciolto del campione (inferiore al 40% di saturazione) può interferire con il risultato del saggio.

Nel caso in cui il valore del pH si collochi al di fuori dell'ambito di sopravvivenza dell'organismo si effettua il test sia al pH naturale del campione sia a pH 7.0±0.2, previa aggiunta di NaOH o HCl 1 M. Nel caso in cui il pH del campione sia compreso tra 6.5 e 8.5 non è necessario correggere il pH.

Per campioni d'acqua di mare, salmastra o a salinità superiore a quella di mare la salinità del campione non va modificata se rientra nell'ambito di sopravvivenza dell'organismo.

Per campioni d'acqua di scarico afferenti in acque di mare, il saggio va condotto alla salinità del corpo recettore.

La riattivazione delle cisti deve avvenire circa 48 ore prima del saggio. A tal fine si versa nella piastra Petri (5 cm di diametro) una quantità di cisti pari a circa 100 mg.

Si aggiungono 12 mL della soluzione salina, si chiude con il coperchio la piastra e la si espone per almeno un'ora a 25±1°C e a 3000-4000 lux di intensità luminosa. Successivamente le cisti vanno incubate al buio alla stessa temperatura, per 24 ore.

Il giorno successivo quindi si trasferiscono le larve schiuse in una nuova piastra di Petri riempita con 12 mL di soluzione salina e si mantiene tale piastra per altre 24 ore alla stessa temperatura.

- Conduzione del saggio.

Varie procedure di conduzione possono essere adottate a seconda che sia noto (saggio definitivo) o no (saggio preliminare) l'ambito di concentrazioni entro cui ci si aspetta di rilevare l'effetto tossico dell'acqua di scarico o degli estratti da analizzare. Per campioni poco tossici o per corpi idrici superficiali si consiglia di adottare la procedura di saggio a 48-96 ore, mentre per le acque di scarico quella a 24 ore.

- Saggio preliminare

Quando sia ignora la tossicità del campione da analizzare occorre procedere saggiando un ampio intervallo di diluizioni. Si consiglia di saggiare, oltre alla soluzione controllo, il campione tal quale e almeno cinque diluizioni successive 1:10 con la soluzione diluente, pari al 100%, 10%, 1%, 0,1% e 0,01% del campione.

Per ogni singolo test si utilizzano le piastre a 24 posti (6 righe per 4 colonne). Nella prima riga si aggiunge 1 mL della soluzione di controllo, nelle successive righe il campione e le relative diluizioni. Si trasferiscono quindi nella prima colonna, con una pipetta in plastica, una cinquantina di Artemie allo stadio larvale II e III prelevate dalla piastra Petri. L'operazione si effettua al binoculare e per facilitarla si consiglia di utilizzare una fonte luminosa in posizione laterale che favorisca l'aggregazione delle Artemie sul bordo della piastra. Si trasferiscono quindi nelle colonne 2-3-4 i naupli in numero di 10 per ciascun pozzetto e per un totale di 30 individui per ciascuna diluizione, avendo cura di lavare in acqua deionizzata la pipetta prima di passare da una riga a quella successiva. Si chiude la piastra con uno strato di parafilm e con il coperchio relativo. Si pone in incubatore alla temperatura di $25\pm 1^\circ\text{C}$ per 24 ore al buio.

Il giorno successivo si colloca la piastra al binoculare e si contano gli organismi vivi sul numero totale degli organismi iniziali. Le larve si considerano morte quando rimangono immobili per almeno 10 secondi continui di osservazione. Se la mortalità della soluzione di controllo è superiore al 10% il saggio non è valido.

Al termine della prova preliminare è generalmente possibile individuare un ambito di concentrazioni entro cui procedere per il successivo saggio definitivo. Di norma tale intervallo è compreso tra la concentrazione che causa la completa inibizione della motilità del crostaceo e quella che non inibisce tale attività.

- Saggio definitivo a 24 ore

Per campioni di acque di scarico o per campioni molto tossici (cioè con percentuale di inibizione della motilità superiore al 50% alla massima concentrazione saggiata), si può condurre il test con la procedura precedentemente descritta (saggio preliminare), ma con un ambito di concentrazione da saggiare più ristretto (tra 0 e 100% di inibizione). Le concentrazioni scelte per il saggio definitivo devono essere in scala logaritmica in modo da permettere una facile rettificazione della curva di tossicità; per esempio 0,1% - 0,4% - 0,8% - 1,6% di campione.

- Saggio definitivo a 48 - 96 ore

Per campioni d'acqua raccolti da corpi recettori o per campioni poco tossici (cioè con percentuale di inibizione della motilità inferiore al 50%) è necessario prolungare la durata del saggio a 48 ore.

Dopo la riattivazione delle cisti come descritto in precedenza, 10 naupli allo stadio larvale II-III vengono trasferiti in beaker da 50 mL riempiti con 40 mL di soluzione test. Ciascuna concentrazione viene saggiata in tre repliche. Nel saggio si utilizza la soluzione di controllo e cinque diverse concentrazioni per ciascun campione per un totale di 18 beaker.

I beaker vanno chiusi con parafilm e tenuti a $25\pm 1^\circ\text{C}$ con un ciclo di illuminazione di 14:10 luce:buio. È necessario alimentare i naupli durante il saggio con qualche goccia di una coltura pura (10⁷-8 cellule/mL) di alghe verdi.

Ogni 24 ore dall'inizio del saggio viene registrato il numero di individui vivi sul totale di quelli posti in esperimento.

Si effettua inoltre l'allestimento di un controllo negativo, utilizzando acqua con salinità del 35‰, all'interno del quale ci si aspetta che tutti gli organismi siano vivi.

- Immobilizzazione percentuale

Nell'elaborazione dei dati si sommano i dati ottenuti per le diverse repliche in modo da ottenere per ciascuna concentrazione saggiata il numero totale degli individui vivi sul numero totale degli organismi utilizzati. Per ciascuna concentrazione è stato diviso il numero di individui morti sul totale di quelli utilizzati e si moltiplica per cento. Si ottiene così la percentuale di immobilizzazione.

- Valutazione di tossicità acuta con *Vibrio fischeri*

Il metodo consente di valutare la tossicità acuta di un campione acquoso, tal quale o diluito, verificando mediante luminometro, l'inibizione della bioluminescenza naturalmente emessa da una popolazione monospecifica di cellule di batteri Gram-negativi appartenenti alla specie *Vibrio fischeri*, dopo un tempo di contatto di 15 minuti con il campione in esame.

Il metodo consente la verifica della tossicità di campioni acquosi, esprimendo i risultati come inibizione percentuale (I%) e/o come concentrazione efficace ad indurre un'inibizione della bioluminescenza pari al 50% (EC50).

Il metodo si applica a matrici acquose e ad estratti acquosi di matrici solide, per valutare gli effetti tossici acuti di campioni di scarichi afferenti, d'acqua superficiale e sotterranea in acque dolci, salmastre, marine o a salinità superiore a quella di mare; di acque destinate al consumo umano; di eluati di fanghi, sedimenti o altri campioni solidi; di estratti di sedimenti e fanghi; di sostanze pure.

- Organismo test

Per il saggio viene utilizzato il ceppo NRRL-B-11177 della specie marina *Vibrio fischeri*.

Questo organismo è un vibrione che vive in simbiosi con il calamaro gigante delle Hawaii (*Euprymna scolopes*) poiché in grado di produrre la bioluminescenza necessaria al mollusco per illuminare l'ambiente circostante. Il batterio, con dimensioni di 5 µm, può essere coltivato e conservato oppure acquistato come preparato commerciale.

Materiali, reagenti e apparecchiature:

- luminometro con cella di misura termostata a $15 \pm 1^\circ\text{C}$ e blocco termostatico a $15 \pm 1^\circ\text{C}$;
- congelatore a temperatura inferiore a -18°C ;
- micropipette (da 50 µL a 2000 µL);
- pipette graduate tarate (1 mL, 2 mL, 5 mL, 10 mL);
- cuvette di misura, adatte al luminometro in uso, di materiale chimicamente inerte;
- cuvette di misura a doppia camera, adatte al luminometro in uso, di materiale chimicamente inerte;
- ceppo batterico: *Vibrio fischeri* NRRL B-11177, disponibile commercialmente allo stato liofilo e congelato;
- soluzione ricostituente tale da garantire una concentrazione salina finale della sospensione batterica del 2% (sotto forma di NaCl);
- soluzione diluente/controllo: soluzione di NaCl al 2% in acqua distillata o ultrapura;
- pipette Pasteur;
- 3,5-diclorofenolo ($\text{C}_6\text{H}_4\text{Cl}_2\text{O}$);
- solfato di zinco eptaidrato ($\text{ZnSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$);
- cloruro di sodio (NaCl) di grado analitico;
- acqua distillata o ultrapura (Acqua con una conducibilità inferiore a $1 \mu\text{S cm}^{-1}$).

- Soluzione diluente

Vengono sciolti 20g di sodio cloruro in 1 litro di acqua distillata. In alternativa è possibile acquistare soluzioni diluenti già preparate per il saggio con batteri bioluminescenti. Questa soluzione può essere conservata per quattro settimane a 4°C , controllando il pH della soluzione che deve essere pari a 7 ± 0.2 , ed eventualmente aggiustarlo al momento dell'uso.

- Soluzione ricostituente

Per i batteri coltivati in laboratorio viene utilizzata una soluzione ottenuta sciogliendo sotto agitazione per trenta minuti:

- 8g di D(+)-glucosio monoidrato;
- 20g di NaCl;
- 2.035 g di magnesio cloruro esaidrato;
- 0.30 g di potassio cloruro in un litro di acqua distillata e portare a pH 7 ± 0.2 .

Questa soluzione può essere conservata a -20°C per almeno tre mesi. Per i batteri disponibili commercialmente deve essere garantita una concentrazione salina finale (sotto forma di NaCl) della sospensione del 2%.

- Procedimento

Prima di condurre il saggio si porta il campione a temperatura ambiente, si misura il pH e la salinità. Se il campione è stato sottoposto a disinfezione, è necessario misurare la quantità di cloro attivo presente. Nel caso di campioni d'acqua dolce è necessario aggiungere una quantità equivalente di NaCl tale da ottenere una salinità pari al 20‰.

- Riattivazione della sospensione batterica

I ceppi batterici, preparati commercialmente, devono essere riattivati prima dell'uso, con la soluzione ricostituente. La quantità da aggiungere può variare in considerazione della procedura del saggio, tenendo presente che la quantità di batteri nella cuvetta finale del saggio non deve essere comunque inferiore a 10^6 cellule. Dopo la riattivazione bisogna attendere circa 30 minuti, prima di procedere al saggio. La sospensione batterica deve essere utilizzata nell'intervallo temporale 15 minuti – 5 ore e conservata alla temperatura di $4 \pm 3^{\circ}\text{C}$.

- Conduzione del saggio con Microtox

Varie procedure di conduzione del saggio possono essere adottate a seconda che sia noto (saggio definitivo) o no (saggio preliminare) l'ambito di concentrazioni entro cui ci si aspetta di rilevare l'effetto tossico dal campione da analizzare.

Quando sia ignota la tossicità del campione da analizzare occorre procedere preliminarmente saggiando un ampio intervallo di diluizioni entro cui ci si aspetta di rilevarne l'effetto tossico. Per campioni poco tossici o per corpi idrici superficiali si consiglia invece, di adottare la procedura di saggio al 100%.

Per la conduzione del saggio si utilizza una popolazione monospecifica di 10^6 cellule di batteri liofilizzati, conservati a -20°C fino al momento della loro riattivazione, che è stata effettuata aggiungendo 1.5 mL di soluzione ricostituente alla fiala di batterio, 30 minuti prima dell'inizio del saggio.

I campioni (10 mL) dopo essere stati opportunamente salati, vengono trasferiti nelle cuvette e quindi incubati per circa 15 minuti a 15°C così come la cuvetta contenente la sospensione batterica (deve apparire opalescente) in appropriato volume, in modo che la concentrazione massima finale del campione nella cuvetta di lettura non sia inferiore all'80%.

Si procede poi alla misura dell'intensità luminosa emessa dai batteri utilizzando un luminometro. Tale misura viene indicata come I_0 .

Dopo la determinazione dell' I_0 , si aggiunge 1 mL di campione o soluzione controllo alle cuvette. A 5 e 15 minuti dall'aggiunta del campione si misura nuovamente per ciascuna cuvetta l'intensità luminosa, confrontandola con quella del controllo. I valori ottenuti corrispondono rispettivamente all' I_{15} e all' I_{30} per ciascuna cuvetta. È necessario cronometrare il tempo intercorrente tra l' I_0 e l' I_{15} o I_{30} per ciascuna cuvetta in modo da assicurare che sia mantenuto lo stesso tempo di esposizione per ciascuna cuvetta. La

sospensione batterica deve essere continuamente agitata prima dell'aggiunta del campione, al fine di ottenere un'omogenea distribuzione dei batteri nelle cuvette.

La presenza di sostanze inibenti si manifesta mediante una riduzione della bioluminescenza proporzionale alla tossicità del campione in esame.

- Espressione dei risultati

L'inibizione e quindi la riduzione della bioluminescenza di *Vibrio fischeri* a 5 e 15 minuti vengono espressi come percentuale di effetto rispetto al controllo.

I risultati dei saggi possono essere espressi come valori di I% e/o EC50.

Inibizione percentuale (I%)

La percentuale di inibizione della luminescenza (I%) viene calcolata secondo la formula:

$$I\% = (I_b - I_c) / I_b * 100$$

Dove:

I_c = luminosità del campione

I_b = luminosità del controllo

In base a quanto definito dalle metodiche di riferimento, i valori che si discostano dal controllo per più del 20% sono considerati differenti da quest'ultimo, ovvero si considerano tossici i campioni per i quali viene registrata una inibizione $\leq 20\%$, mentre si considerano biostimolanti i campioni che hanno causato una percentuale di effetto (stimolazione) $\geq 20\%$. I campioni che hanno causato una percentuale di effetto inibitorio prossima al 10% sono da considerarsi pretossici.

Nel caso in cui si utilizza il Microtox, l'elaborazione statistica dei dati viene eseguita automaticamente dal software che gestisce lo strumento (Microtox Omni Windows Software) dopo aver acquisito i dati da porta seriale e gestito i protocolli analitici standardizzati o configurati dall'utente.

- Calcolo della EC50

Nell'elaborazione dei risultati si calcola il fattore di correzione (f_{kt}) dei valori di I₀, in base alla risposta della soluzione di controllo, usando la seguente equazione:

$$f_{kt} = I_{kt} / I_0$$

dove:

I_{kt} = intensità luminosa dei batteri misurata dopo l'aggiunta della soluzione di controllo a 15 e 30 minuti

I₀ = intensità luminosa prima dell'aggiunta della soluzione di controllo.

Si calcola quindi la media dei fattori di correzione per le due repliche del controllo e sono stati calcolati per ciascuna cuvetta i valori di I_{ct} (Intensità Luminosa Corretta) usando la seguente formula:

$$I_{ct} = I_0 * f_{kt}$$

Calcolare l'inibizione percentuale (H_t) per ciascuna diluizione del campione come segue:

$$H_t = (I_{ct} - I_t / I_{ct}) * 100$$

Calcolare la media della inibizione percentuale delle repliche di ciascuna concentrazione.

Trasformare i valori medi di inibizione percentuale (H_{tm}) in valori gamma (Γ_t) utilizzando la seguente formula:

$$\Gamma_t = H_{tm} / 100 - H_{tm}$$

Tale calcolo non è effettuabile per valori di Htm pari a 0% e 100%.

Mettere in relazione i valori Γt con le concentrazioni di campione analizzate (ct) secondo l'equazione:

$$\log ct = b \log \Gamma t + \log a$$

dove b rappresenta la pendenza della curva di tossicità e $\log a$ l'intercetta con l'asse delle ordinate.

Con il metodo statistico dei minimi quadrati è possibile calcolare i valori di EC_{20} e EC_{50} con i relativi limiti di confidenza, che corrispondono a valori di Γt pari rispettivamente a 0.25 e 1.

- Valutazione della tossicità con *Dunaliella tertiolecta*

Il metodo viene utilizzato per valutare l'eventuale tossicità presente in campioni di acqua marina o salmastra. Cellule algali sono lasciate crescere in terreni di coltura contenenti diverse concentrazioni della sostanza da analizzare. Al termine del periodo di incubazione viene misurata la crescita algale. L'inibizione è determinata come riduzione della crescita algale in relazione ad una coltura di controllo costituita dal terreno di coltura privo della matrice da analizzare e mantenuta nelle stesse condizioni.

- Organismo test

L'organismo utilizzato per il test è l'alga unicellulare marina *Dunaliella tertiolecta*, appartenente all'ordine Volvocales. Le cellule presentano una forma ovoidale, con un diametro di circa 10-12 μm ; sono dotate di due flagelli che ne consentono il movimento. Sono facilmente conteggiabili mediante conta globuli elettronici o camera di Burker.

- Strumentazione

Oltre alla normale strumentazione presente in laboratorio è necessario procurare le seguenti attrezzature:

- salinometro o conducimetro;
- pH-metro;
- beute di vetro da 250 mL;
- sistemi per la misurazione della densità cellulare (camera di Burker o contatore automatico);
- un sistema di termoregolazione atto al mantenimento della temperatura nell'ambito di $24 \pm 1^\circ\text{C}$;
- un sistema di illuminazione che consente di ottenere circa 4300 lux a livello del piano di lavoro;
- lampade fluorescenti del tipo "cool-white" con indice di resa ≥ 90 fornito di temporizzatore per il controllo del fotoperiodo.

- Terreno di coltura per il mantenimento del clone algale

Dunaliella tertiolecta viene allevata in un mezzo di coltura preparato con acqua marina filtrata su membrana da 0,22 mm con l'aggiunta dei sali di seguito indicati:

- NaNO_3 : 25.5 g/L
- K_2HPO_4 : 1.044 g/L
- FeCl_3 : 0.096 g/L

- Soluzione di micronutrienti:

$\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$: 416.00 mg/L;
 ZnCl_2 : 32.700 mg/L;
 $\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$: 1.428 mg/L;
 $\text{CuCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$: 0.012 mg/L;
 $\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$: 7.260 mg/L;
 Na_2EDTA : 300 mg/L.

Il legante (EDTA) presenta nella soluzione, ha la funzione di impedire ad alcune sostanze, quali metalli pesanti, di interferire con la crescita algale (per i test verranno invece usati Sali privi di EDTA).

Il mezzo di coltura è ottenuto diluendo 1 mL di ciascuna soluzione salina in 1 litro di acqua marina filtrata, e successivamente inoculato. Le soluzioni vengono incubate a 25° C con un'illuminazione di circa 4000 lux, con fotoperiodo di 16 ore di luce e 8 ore di buio, e mantenuta in costante agitazione insufflando aria filtrata per circa 5-6 giorni, in modo da ottenere una densità cellulare pari a circa 200×10^3 cellule/mL. La biomassa algale è stata separata dai residui del mezzo di coltura mediante centrifugazione a 500 RDF per 10 minuti; il surnatante viene scartato e le alghe raccolte possono essere conservate al buio alla temperatura di 4° C. In tali condizioni le cellule algali si mantengono vitali per oltre 30 giorni e possono essere utilizzate per inoculare la coltura successiva.

Esecuzione del saggio

- Preparazione dell'inoculo algale

Il saggio prevede l'aggiunta in ogni beuta, di una quantità standardizzata di sospensione algale, detta *inoculo*, a concentrazione nota e costante. Questo viene preparato a partire dalla coltura di mantenimento dove le alghe si trovavano in fase di crescita esponenziale; a tal fine un'aliquota di sospensione algale di circa una settimana di età è stata prelevata, lavata con acqua, per evitare di trascinare nelle beute del saggio la minima traccia di terreno, e mantenuta 24 ore in incubazione nel liquido di lavaggio, nelle stesse condizioni ambientali della coltura di mantenimento.

Successivamente la sospensione è stata sottoposta a conteggio cellulare mediante un "conta particelle elettronico" o "*camera di Burker*" e diluita opportunamente in modo tale da ottenere una densità di 200×10^3 cellule/mL, così calcolata:

$$VS = VI * DI / DS$$

Dove:

VS: volume della sospensione algale da prelevare per l'inoculo (mL);

VI: volume totale dell'inoculo (mL);

DS: densità della sospensione algale (cellule/mL);

DI: densità dell'inoculo (200×10^3 cellule/mL).

- Preparazione del campione e del controllo

All'inoculo algale sono quindi aggiunti 10 mL del campione e, per il controllo, di acqua marina di diluizione, e 0.1 mL di ciascuna delle 4 soluzioni saline precedentemente descritte.

- Esecuzione del saggio

Inizialmente è stato condotto un test preliminare per individuare l'intervallo di concentrazione entro il quale il campione in esame può determinare effetti tossici. In base ai risultati ottenuti, si scelgono per il test definitivo la soluzione a concentrazione più bassa, che non dovrebbe provocare alcun effetto sull'accrescimento algale, e la soluzione a concentrazione più alta, che dovrebbe inibire l'accrescimento di almeno il 50% rispetto al controllo o, al meglio, arrestarlo completamente. A ciascuna delle piastre contenenti il campione da saggiare, le eventuali diluizioni dello stesso e il controllo, vengono aggiunti 0.1 mL dell'inoculo algale. Le piastre vengono poi coperte ed incubate per 72 ore ad una temperatura compresa tra 20-25°C con illuminazione di intensità pari a 4000 lux e ritmo giorno-notte.

Dopo un intervallo d'incubazione di 72 ore, si è proceduto alla determinazione della concentrazione algale in ogni beuta del saggio mediante la conta delle cellule. Con i dati raccolti, si è potuto determinare il *range* di concentrazione che comprende la *no-observed-effect-concentration* (NOEC), ovvero la concentrazione massima di non effetto e la più bassa concentrazione che inibisce completamente la crescita algale.

- Conteggio cellulare mediante la camera di Burker

Il numero di cellule algali è stato determinato mediante conteggio al microscopio. Viene utilizzata per questo scopo la camera di Burker (Fig. App. 1.1), costituita da un reticolo formato da 9 quadrati grandi, ognuno dei quali ha una superficie di 1 mm^2 , e a sua volta suddiviso in 16 quadrati piccoli, con una superficie unitaria di $1/25 \text{ mm}^2$.

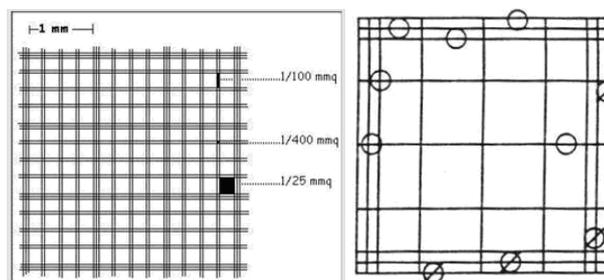


Fig. App. 1.1 – Camera di Burker

Per il conteggio, si poggia una goccia di sospensione algale tra la camera e il vetrino coprioggetto e si conta il numero di cellule presenti in un quadrato grande.

$$\text{N}^\circ \text{ cellule complessive} = \frac{\Sigma \text{ cellule in ogni quadrato piccolo}}{8} \times 16$$

Dove:

7 = numero di quadratini contati

16 = numero di quadratini complessivi

Tale numero moltiplicato per 10 ci dà il valore della densità algale espressa come numero di cellule $\times 10^3/\text{mL}$.

- Espressione dei risultati

In seguito alle 72 ore di incubazione sono state misurate le densità cellulari in ogni replica di ogni concentrazione del campione ed in ogni replica della soluzione di controllo. La prova deve essere considerata non valida se in seguito alle 96 ore la densità cellulare iniziale della soluzione di controllo (pari a $10 \times 10^3 \text{ cell/mL}$) non sia aumentata di almeno 16 unità, se il Coefficiente di Variazione delle densità cellulari delle repliche della soluzione di controllo non sia inferiore al 20% e se il pH abbia subito una variazione superiore a 1.5 durante la prova. Utilizzando i valori medi delle densità algali rilevate nelle aliquote contenenti il campione, è stata calcolata la percentuale dell'inibizione della crescita rispetto al controllo. È stata utilizzata, a tal fine, la seguente formula:

$$\text{INIBIZIONE \%} = \frac{\text{DcC} - \text{DcCa}}{\text{DcC}} \times 100$$

Dove:

DcC: Densità cellulare del controllo

DcCa: Densità cellulare del campione

- Determinazione della EC_{50}

I valori delle densità cellulari sono espressi come numero di cellule $\times 10^3/\text{mL}$. Si riportano su carta semilogaritmica o logaritmica-probit i valori delle inibizioni percentuali rispetto al controllo e le rispettive concentrazioni delle aliquote diluite (con le concentrazioni delle aliquote riportate nella scala logaritmica), si traccia la retta che meglio si adatta ai punti riportati sul grafico e si legge il valore della EC_{50} . In alternativa è possibile calcolare la EC_{50} per mezzo di un sistema di calcolo informatico.

Appendice 2 - Tabelle delle abbondanze relative

Pozzuoli:

- tabella delle abbondanze relative delle specie di foraminiferi bentonici
- tabella delle abbondanze relative delle specie di ostracodi per NI
- tabella delle abbondanze relative delle specie di ostracodi per NV

Torregaveta-Cuma:

- tabella delle abbondanze relative delle specie di foraminiferi bentonici
- tabella delle abbondanze relative delle specie di ostracodi per NI
- tabella delle abbondanze relative delle specie di ostracodi per NV

Silivri:

- tabella delle abbondanze relative delle specie di foraminiferi bentonici
- tabella delle abbondanze relative delle specie di ostracodi per NI
- tabella delle abbondanze relative delle specie di ostracodi per NV

Transetto		T 1				T 2					T 3			T 4			T 5				
Specie	Campioni	1	2	3	4	1	2	3	4	5	1	2	3	1	2	3	1	2	3	4	
Batimetria (m)		2,5	5	11	20	5	10	19	27	35	3,5	6	8	4	9	17	3	5	8	13	
<i>Adelosina candeiana</i> (d'Orbigny, 1839)		0,70		1,14			0,85	1,17		1,64	0,15		0,25			0,76				0,28	
<i>Adelosina dubia</i> (d'Orbigny, 1826)								0,10			0,15		0,12		0,20		0,83	1,29		0,31	
<i>Adelosina duthiersi</i> Schlumberger, 1886																				2,15	
<i>Adelosina elegans</i> (Williamson, 1858)					0,34			0,29		0,18			0,37	0,41		0,15					
<i>Adelosina intricata</i> (Terquem, 1878)								0,29													
<i>Adelosina italica</i> (Terquem, 1878)									0,22	1,09											
<i>Adelosina longirostra</i> (d'Orbigny, 1826)		1,88	0,86	2,28	1,68	3,77	1,70	0,78	0,43		0,60		0,25	0,82	0,41		2,76	1,29	3,37		
<i>Adelosina mediterraneensis</i> (Le Calvez & Le Calvez, 1958)					0,34			0,29	0,43		0,90	0,28	0,49							1,53	
<i>Adelosina pulchella</i> d'Orbigny, 1826										0,18											
<i>Affinetrina planciana</i> (d'Orbigny, 1839)								0,19													
<i>Ammonia beccarii</i> (Linnaeus, 1758)				1,79	0,67		0,28	0,88	0,65	0,73	0,75		0,25	0,21	0,82		4,70	5,50	4,21	4,60	
<i>Ammonia gaimardi</i> (d'Orbigny, 1906)																0,61					
<i>Ammonia parkinsoniana</i> (d'Orbigny, 1839)		4,23	1,43	6,02	1,35	5,19	2,27	1,46	0,65	4,93	2,10	1,40	2,09	4,54	6,95	1,36	4,14	3,56	5,06	2,15	
<i>Amphicoryna scalaris</i> (Batsch, 1791)									0,43	0,18						0,30					
<i>Angulogerina angulosa</i> (Williamson, 1858)									0,43							0,15					
<i>Articulina mucronata</i> (d'Orbigny, 1839)													0,12								
<i>Asterigerinata adriatica</i> Haake, 1977									0,43	0,91						0,15					
<i>Asterigerinata mamilla</i> (Williamson, 1858)		1,64	2,29	2,28	5,39	1,42	3,68	7,20	9,31	5,11	1,05		1,35	0,41	0,20	2,57	0,55	0,32	0,28	5,21	
<i>Astrononion stelligerum</i> (d'Orbigny, 1839)		0,47	0,29	1,63	1,68	0,47	0,28	2,14	3,03	0,18	0,60		0,86			0,30	0,28	0,32		0,92	
<i>Bolivina pseudoplicata</i> Heron-Allen & Earland, 1930			0,29				0,28			0,55											
<i>Bolivina spathulata</i> (Williamson, 1858)									0,43												
<i>Bolivina</i> sp.									0,22												
<i>Brizalina striatula</i> (Cushman, 1922)			0,29					0,10	0,22						0,41	0,76				0,31	
<i>Buccella granulata</i> (Di Napoli Alliata, 1952)		2,58	1,43	7,15	4,04	5,19	3,97	2,53	0,65	2,74	1,05	0,28	0,49	3,09	1,02	0,45	3,59	3,88	1,40	0,92	
<i>Bulimina aculeata</i> d'Orbigny, 1826			0,29					0,10	1,30		0,15					1,82					
<i>Bulimina costata</i> d'Orbigny, 1852																0,15					
<i>Bulimina elongata</i> d'Orbigny, 1846				0,16	2,02			0,49	3,25	2,55	0,30					3,63		0,32		0,31	
<i>Bulimina marginata</i> d'Orbigny, 1826										0,55											
<i>Cassidulina carinata</i> Silvestri, 1896									0,22	0,36				0,20							
<i>Cassidulina crassa</i> d'Orbigny, 1839																				0,28	
<i>Cibicidella variabilis</i> (d'Orbigny, 1826)		0,23	0,57	0,49	2,02			0,19	0,43	0,18	0,30	1,12	0,61	1,24	0,41	1,06	0,83	2,59	0,84	0,31	
<i>Cicides floridanus</i> (Cushman, 1918)															0,20						
<i>Cibicides refulgens</i> Montfort, 1808			0,29						0,43		0,15										
<i>Cibicoides pachyderma</i> (Rzehak, 1886)		0,47	0,29								0,15	0,28	0,25							0,28	
<i>Criboelphidium cuvillieri</i> (Lévy, 1966)									0,43	2,55									0,32	0,56	0,31

<i>Cribrostomoides jeffreysi</i> (Williamson, 1858)													0,12						0,28	
<i>Cyclocibicides vermiculatus</i> (d'Orbigny, 1826)							0,39													
<i>Cycloforina contorta</i> (d'Orbigny, 1846)	0,47	1,14	4,39	1,01	3,30	7,93	3,21	0,65	2,01	1,35	1,12	0,61	1,44	2,45		6,08	4,53	6,46	2,45	
<i>Dentalina</i> sp.															0,15					
<i>Discorbinella bertheloti</i> (d'Orbigny, 1839)	0,23	0,29		1,68			0,97	2,60	4,74						0,15				0,92	
<i>Discorbis mira</i> Cushman, 1922				0,34			0,19			0,15			0,21	0,61		0,55	0,32	0,56		
<i>Elphidium aculeatum</i> (d'Orbigny, 1846)	13,85	2,86	5,53	1,01	13,21	2,27	1,46	0,22		24,55	26,54	32,27	11,13	10,63	0,30	0,55	1,94	1,97	3,07	
<i>Elphidium articulatum</i> (d'Orbigny, 1839)	0,23		0,65	0,34		2,27	0,39		0,55	0,45	1,40	0,37		1,64	1,21			0,56		
<i>Elphidium complanatum</i> (d'Orbigny, 1906)	0,47	0,29		0,67	0,47	0,28	1,46		1,46	2,25		0,25		0,82			0,32			
<i>Elphidium crispum</i> (Linnaeus, 1758)	10,09	4,00	4,07	9,76		1,42	7,59	1,52	4,20	3,14	1,96	3,80	0,41	0,41	3,93	2,49	1,29	2,81	21,17	
<i>Elphidium excavatum</i> (Terquem, 1875)		0,29	0,16			0,28		0,22	0,18		0,28				0,30	1,38		1,12		
<i>Elphidium granosum</i> (d'Orbigny, 1846)								0,22	3,47						0,15	0,55	0,65			
<i>Elphidium incertum</i> (Williamson, 1858)													0,21							
<i>Elphidium macellum</i> (Fichtel & Moll, 1798)	1,41	1,43	1,30	2,02	3,77	3,12	0,19	1,73	1,09	0,90	1,12	0,74			2,72		0,97			
<i>Elphidium maioricense</i> Colom, 1942	1,17	0,29	1,30	1,35	0,47	1,42	2,24	3,68	0,73	1,50		1,10	0,21	0,61	2,87				1,23	
<i>Elphidium margaritaceum</i> (Cushman, 1930)	0,23	0,57	0,33	0,67			0,10								0,15					
<i>Elphidium pauciloculum</i> (Cushman, 1944)				0,47					0,36	0,45					1,51					
<i>Elphidium pulvereum</i> Todd, 1958		0,29	0,65			0,57	0,49	0,22		1,20	5,87	1,10	1,24	0,20	1,36	1,10	1,29	0,28	0,61	
<i>Elphidium punctatum</i> (Terquem, 1878)	2,35	2,86	5,20	0,34	3,77	7,08	0,78	1,95	2,74	1,20	1,68	1,23	1,65	1,02	2,72	1,38	1,62		0,31	
<i>Fischerina compressa</i> (Wiesner, 1923)															0,15					
<i>Fursenkoina tenuis</i> (Seguenza, 1862)							0,10													
<i>Gavelinopsis praegeri</i> (Heron-Allen & Earland, 1913)				0,34				2,16	2,19											
<i>Glabratella erecta</i> (Sidebottom, 1908)		0,29			0,47										0,15					
<i>Glabratella hexacamerata</i> Seiglie & Bermúdez, 1965								0,22		0,45	1,96	0,12	0,21	0,20		0,55	0,97	0,56	0,31	
<i>Glabratella</i> sp. 1										0,15		0,12								
<i>Globulina gibba</i> (d'Orbigny, 1826)	0,47		0,16	0,34			0,19			0,15		0,25	1,44	0,82		0,28	1,62	1,69	0,61	
<i>Globulina</i> sp. 1		0,57		0,34	0,94	1,98	0,29						2,68	2,45	0,15	4,97	6,47	4,21		
<i>Guttulina</i> aff. <i>G. communis</i> (d'Orbigny, 1826)		0,29																		
<i>Lagena striata</i> (d'Orbigny, 1839)								0,73	0,15						0,15					
<i>Lamarckina scabra</i> (Brady, 1884)							0,22								0,15					
<i>Lenticulina gibba</i> (d'Orbigny, 1839)			0,16				0,29		0,55											
<i>Lenticulina rotulata</i> (Lamarck, 1804)							0,22	0,55				0,12								
<i>Lobatula lobatula</i> (Walker & Jacob, 1798)	6,34	9,43	11,87	21,2	5,19	10,76	22,67	22,08	8,03	12,57	3,63	14,23	2,68	3,27	10,14	2,21	5,18	3,93	17,18	
<i>Massilina secans</i> (d'Orbigny, 1826)			2,44	1,68	0,94	1,13	0,78	0,22		0,90		0,98	0,62	1,02	0,61	0,55	0,32	0,28	1,84	
<i>Miliolinella elongata</i> Kruit, 1955							0,19			0,15	2,79	0,37	1,44	0,82	1,51			0,28		
<i>Miliolinella labiosa</i> (d'Orbigny, 1839)		0,29	0,16	0,34				0,22		0,45		0,12								
<i>Miliolinella semicostata</i> (Wiesner, 1923)	10,80	6,00	2,76		9,91	4,82	0,19	0,22	0,18	0,45		0,12	1,24	1,64		0,83	0,65	0,84		
<i>Miliolinella subrotunda</i> (Montagu, 1803)	1,41	2,29	1,30	2,02	2,36	0,85	1,95	2,38	2,01	3,44	4,75	2,58	5,57	0,61	3,78	2,49	0,97	0,28	1,23	

<i>Miliolinella webbiana</i> (d'Orbigny, 1839)				1,01			0,19					0,25							
<i>Miliolinella</i> sp. 1		1,14					0,10			0,15	0,56	0,12		0,20				0,56	
<i>Neoconorbina posidonicola</i> (Colom, 1942)		0,29		0,67	0,47		0,39	0,43					0,20	0,15					
<i>Neoconorbina terquemi</i> (Rzehak, 1888)		0,57		1,01		0,57	0,78	2,81	9,67	0,60		0,12	0,21		0,76	2,76			0,31
<i>Nonion depressulum</i> (Walker & Jacob, 1798)	0,47	1,43					0,19	0,22	0,55	0,45		0,49	9,07	5,93	7,26	1,93	2,91	2,53	0,31
<i>Nonionella turgida</i> (Williamson, 1858)							0,10	0,22	0,36	0,30				0,20	0,15				
<i>Nubecularia lucifuga</i> Defrance, 1825							0,10	0,22	0,18										
<i>Oolina hexagona</i> (Williamson, 1848)		0,29						0,22	0,36										
<i>Parafissurina clavigera</i> (Buchner, 1940)															0,15				
<i>Peneroplis pertusus</i> (Forskål, 1775)	14,08	5,43	3,90		5,19	3,97	0,39			0,60	0,56	0,25	1,03	2,04	0,15	1,93		2,53	
<i>Peneroplis planatus</i> (Fichtel & Moll, 1798)		0,86	0,81	0,34	1,42	0,28	0,10			0,15		0,74					2,27	0,28	
<i>Planoglabratella opercularis</i> (d'Orbigny, 1839)				0,34	0,47		0,10	0,22	0,55	0,45	1,96	0,25	0,62	0,20	0,30	0,55	0,65	0,28	
<i>Planorbulina mediterranensis</i> d'Orbigny, 1826	0,23	0,57	0,16	2,69	0,47	0,57	1,46	1,52	0,55	2,10	9,78	3,44	1,03	3,07	1,06		0,32	0,84	1,53
<i>Quinqueloculina berthelotiana</i> d'Orbigny, 1839							3,99	1,30	0,55			0,12		0,20	4,08	1,66			0,92
<i>Quinqueloculina bosciiana</i> d'Orbigny, 1839	0,23	1,71			0,47	0,57	0,10	0,43	0,55	0,15			2,27	0,20	1,36	0,55	0,32	0,28	
<i>Quinqueloculina</i> aff. <i>Q. bosciiana</i> d'Orbigny, 1839			0,33			1,13					0,28	0,12	0,82	1,43				0,28	
<i>Quinqueloculina bradyana</i> Cushman, 1917			1,30	0,34	1,42	0,57	0,19	0,22		0,30		0,12	0,21	0,41		0,28			1,23
<i>Quinqueloculina disparilis</i> d'Orbigny, 1826	0,47			0,34			0,10	0,43		0,45		0,98					0,32		
<i>Quinqueloculina laevigata</i> d'Orbigny, 1839	0,47	1,14	0,81	0,67		0,28	0,58			0,75	5,59	0,98	2,27	1,64		3,87	1,29	5,06	
<i>Quinqueloculina lata</i> Terquem, 1876	1,64	7,43	0,33			0,85	0,29			0,75	1,96		1,86		1,51	1,10	0,97	1,12	
<i>Quinqueloculina lucida</i> Karrer, 1868							0,19						3,30	3,27					
<i>Quinqueloculina milletti</i> (Wiesner, 1912)	2,35	8,86			2,36	1,70	0,68			0,90		0,12	1,65		1,82		1,94		
<i>Quinqueloculina parvula</i> Schlumberger, 1894			0,16	1,01			0,39	0,22	0,36	1,35		0,74							
<i>Quinqueloculina poeyana</i> d'Orbigny, 1839							0,19	0,43			0,28								
<i>Quinqueloculina pygmaea</i> Reuss, 1850	0,47	8,57					0,19	0,43	0,18	0,60		0,12							
<i>Quinqueloculina seminulum</i> (Linnaeus, 1758)	5,16	8,29	3,74	2,02	5,66	1,70	1,46		2,37	0,60	1,96	0,49	0,82	1,43	0,45	4,97	1,62	2,25	0,92
<i>Quinqueloculina stalker</i> Loeblick & Tappan, 1953					0,47														
<i>Quinqueloculina stelligera</i> Schlumberger, 1893	0,70	0,29	1,30			0,28			0,18		0,28	0,12		0,41	1,82				
<i>Quinqueloculina ungeriana</i> d'Orbigny, 1846	2,35	1,43	1,63	0,67	1,89	0,57	0,49		0,18	2,10	0,84	1,47	2,06	1,43		1,10	0,97	0,56	0,31
<i>Quinqueloculina variolata</i> d'Orbigny, 1878							0,10					0,12							
<i>Quinqueloculina viennensis</i> Le Calvez & Le Calvez, 1958	1,88		1,30		1,42	1,42		0,22		1,50	0,56	1,10	0,82	0,41	0,61		3,24	5,34	
<i>Quinqueloculina villafranca</i> Le Calvez & Le Calvez, 1958			0,98	1,01	0,47	0,57	1,56	0,43	1,64	0,60	0,28	0,25	0,62		0,15		0,65		
<i>Quinqueloculina vulgaris</i> d'Orbigny, 1826				0,67			0,19				0,56	0,98				0,28		0,84	
<i>Quinqueloculina</i> sp. 1																			0,31
<i>Rectuvigerina phlegeri</i> Le Calvez, 1959			0,34					1,95	4,56	0,15	0,84				0,15				
<i>Reophax scorpiurus</i> Montfort, 1808															0,15				
<i>Reussella spinulosa</i> (Reuss, 1850)							0,65	3,10							0,15				

<i>Rosalina bradyi</i> (Cushman, 1915)	2,35	3,14	2,60	5,05	2,36	2,55	6,13	5,41	4,74	1,80	1,68	2,09	0,41	0,41	2,57	0,83	1,29	1,40	3,99
<i>Rosalina floridana</i> (Cushman, 1922)	0,47	0,29	2,76	2,36	1,89	3,40	4,38	7,58	4,20	0,60	1,40	1,96	1,65		1,36		2,27	0,84	5,52
<i>Rosalina obtusa</i> d'Orbigny, 1846	0,70	0,57		1,68			2,04	1,08		2,40		1,72			0,45				0,31
<i>Sigmoilina costata</i> Schlumberger, 1893		0,29		0,34			0,10	0,43	0,36			0,12			0,91				
<i>Sigmoilina grata</i> (Terquem, 1878)			0,16	0,34			0,10	0,43	0,18			0,12			0,30				
<i>Siphonaperta agglutinans</i> (d'Orbigny, 1839)			0,16										0,21						
<i>Siphonaperta aspera</i> (d'Orbigny, 1826)	1,17	1,14	5,04	1,35	8,02	9,35	0,49			6,74	1,96	4,91	9,90	12,88	0,15	19,61	21,68	21,07	3,07
<i>Siphonaperta irregularis</i> (d'Orbigny, 1826)	0,23		1,46	1,35		0,28		0,65		1,95		1,72	1,44	2,25		1,38	0,65	0,56	1,23
<i>Siphonaperta osinclinatum</i> Le Calvez & Le Calvez, 1958			0,16	0,34			0,49	0,22		0,30									0,31
<i>Siphonina reticulata</i> (Czjzek, 1884)								0,22											
<i>Spirillina vivipara</i> Ehrenberg, 1843		0,29					0,10	0,22	0,18						0,15				
<i>Spiroloculina depressa</i> d'Orbigny, 1826				0,34															
<i>Spiroloculina excavata</i> d'Orbigny, 1846				0,34			0,10												0,31
<i>Spiroloculina ornata</i> d'Orbigny, 1839														0,41					
<i>Spiroloculina rostrata</i> Reuss, 1850										0,45		0,12							
<i>Spiroplectinella wrighti</i> (Silvestri, 1903)									0,73			0,12							
<i>Stainforthia complanata</i> (Egger, 1893)									0,18						0,15				
<i>Stomatorbina concentrica</i> (Parker & Jones, 1864)				0,34				0,22							0,15				
<i>Textularia calva</i> Lalicker, 1935				1,01					1,09	0,15		0,37	1,86	1,84	0,61	2,21	1,94	1,12	4,91
<i>Textularia conica</i> d'Orbigny, 1839				1,35				0,43											0,31
<i>Tretomphalus bulloides</i> (d'Orbigny, 1839)										0,15		0,25							
<i>Tretomphalus concinnus</i> (Brady, 1884)	1,88	3,43	1,63	2,36	0,94	1,98	2,72	3,46	0,91	3,44	9,50	2,82	3,92	3,89	17,10	4,42	2,59	3,65	1,84
<i>Triloculina bermudezi</i> Acosta, 1940			0,81		1,89	2,83	0,19					0,25	0,41	0,61		0,55	0,97	0,28	
<i>Triloculina eburnea</i> d'Orbigny, 1839																0,28			
<i>Triloculina oblonga</i> (Montagu, 1803)	0,23		0,16	0,34	0,47	0,57				0,30	1,68	0,25		1,23					0,92
<i>Triloculina plicata</i> Terquem, 1878			0,16	1,35			1,85		0,18			0,25	0,21		0,15		0,32		1,23
<i>Triloculina schreibersiana</i> d'Orbigny, 1839	0,70	0,29	1,14	0,34	0,94	1,98	0,49	0,22		0,45		0,49	0,62	0,61		0,55	0,32		
<i>Triloculina tricarinata</i> d'Orbigny, 1826								0,22											
<i>Triloculina trigonula</i> (Lamarck, 1804)		0,29	1,46	0,67		1,70	1,56	1,95	0,18	0,75	0,56	0,12	6,19	9,82	2,87	0,83		0,84	
<i>Triloculina</i> sp. 1													0,21						
<i>Triloculina</i> sp. 2							0,19												
<i>Trochammina inflata</i> (Montagu, 1808)										0,15	0,56		1,24	3,07	0,15	4,14	1,62	3,93	
<i>Vaginulina lequilensis</i> Fornasini, 1901									0,18										
<i>Valvulineria bradyana</i> (Fornasini, 1900)									0,55										
<i>Vertebralina striata</i> d'Orbigny, 1826		0,29	0,16	0,67		0,85	0,10	0,22		1,05		0,74			1,36	0,28			
<i>Wiesnerella auriculata</i> (Egger, 1895)							0,10							0,20	0,76	0,28	0,32	0,84	0,31

Tab. App. 2.1 - Abbondanza relativa delle specie di foraminiferi bentonici per i 19 campioni di Pozzuoli.

Specie / Campioni	T 1				T 2					T 3			T 4			T 5			
	1	2	3	4	1	2	3	4	5	1	2	3	1	2	3	1	2	3	4
Batimetria (m)	2,5	5	11	20	5	10	19	27	35	3,5	6	8	4	9	17	3	5	8	13
<i>Aglaiocypris complanata</i> (Brady & Robertson, 1869)		1,39						0,42		4,76		3,28			1,44				
<i>Aglaiocypris</i> sp. 1							0,58	0,21		3,81									
<i>Argilloecia bulbifera</i> G.W. Müller, 1894								0,21											
<i>Aurila convexa</i> (Baird, 1850)	23,08	6,94	4,08	2,33	11,54	2,13	1,73	1,46	0,32	8,57	2,63	7,38	2,08	2,86	0,48				4,00
<i>Aurila prasina</i> Barbeito-Gonzalez, 1971				0,78								0,82							
<i>Aurila speyeri</i> (Brady, 1858)			2,04																
<i>Bythocythere turgida</i> Sars, 1866		1,39						0,21											
<i>Callistocythere adriatica</i> Masoli, 1968								1,67	0,64			0,82							
<i>Callistocythere flavidofusca</i> (Ruggieri, 1950)				2,33				2,09	3,50		2,63								
<i>Callistocythere lobiancoi</i> (G.W. Müller, 1894)								1,67		0,95					1,91				
<i>Carinocythereis whitei</i> (Baird, 1850)				0,78			0,58	0,84	2,87		2,63				2,39				
<i>Cistacythereis turbida</i> (G.W. Müller, 1894)				0,78				0,42	2,23						1,91				
<i>Costa batei</i> (Brady, 1866)				0,78			1,16	1,67	0,32	0,95		0,82			0,48				
<i>Cyprideis torosa</i> (Jones, 1850)			2,04								2,63					3,70			
<i>Cytherella</i> sp.																			4,00
<i>Cytheretta adriatica</i> Ruggieri, 1952			4,08	2,33			1,16			0,95		0,82			0,48				
<i>Cytheretta subradiosa</i> (Roemer, 1838)			2,04	5,43		10,64	0,58	1,67	1,91	0,95		3,28						2,08	
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. frequens</i> G.W. Müller, 1894									0,32										
<i>Cytherois joachinoi</i> Barra, 1992							1,16	1,25	2,23	0,95					7,18				
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. niger</i> Schornikov, 1965							0,58	0,42											
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. pontica</i> Marinov, 1966			2,04			2,13													
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. uffenordei</i> Ruggieri, 1974							0,58	0,84	0,96						3,35				
<i>Cytheroma variabilis</i> G.W. Müller, 1894												0,82							
<i>Cytheropteron latum</i> G.W. Müller, 1894							0,58	0,84	0,32										
<i>Elofsonia minima</i> (Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976)	3,85						1,16	0,21				0,82		2,86	0,48			2,08	4,00
<i>Eucytherura gibbera</i> G.W. Müller, 1894				0,78				1,67	0,96										
<i>Eucytherura mistrettai</i> Sissingh, 1972								0,21	0,32						0,48				
<i>Eucytherura</i> sp. 1															0,48				
<i>Hemicytherura defiorei</i> Ruggieri, 1953				0,78				2,30	1,91						1,44				
<i>Hemicytherura videns</i> (G. W. Müller, 1894)		1,39		0,78					0,32						0,48				
<i>Hemiparacytheridea</i> sp.															0,48				
<i>Heterocythereis voraginosa</i> Athersuch, 1979			2,04			2,13													
<i>Leptocythere levis</i> (G.W. Müller, 1894)				0,78															
<i>Leptocythere macella</i> Ruggieri, 1975								1,04	17,52						0,48				
<i>Loxocauda decipiens</i> G.W. Müller, 1894)								0,21	0,32										
<i>Loxocochca affinis</i> (Brady, 1866)	3,85	5,56	6,12	9,30		2,13	8,67	5,01	1,27	10,48	2,63	13,93	4,17	2,86	3,35	3,70	3,45	2,08	4,00

<i>Loxoconcha ovulata</i> (O.G. Costa, 1853)			2,04	2,33		2,13	1,73	3,34	5,10						2,39				
<i>Loxoconcha rhomboidea</i> (Fischer, 1855)				0,78			2,31	5,64				4,10			0,96				
<i>Loxoconcha stellifera</i> G.W. Müller, 1894	3,85	1,39	2,04	0,78	3,85	2,13	0,58			4,76	2,63	1,64	2,08				3,45		
<i>Macrocyprina succinea</i> (G.W. Müller, 1894)				1,55				0,63							0,48				
<i>Microceratina amfibola</i> (Barbeito-Gonzalez, 1971)										0,95									
<i>Microcythere depressa</i> G.W. Müller, 1894		1,39								4,76	55,26	2,46	4,17		1,91			2,08	8,00
<i>Microcythere inflexa</i> G.W. Müller, 1894		1,39		0,78				1,46							7,18				
" <i>Microcythere</i> " sp.		1,39						1,04	0,96		2,63	0,82			0,48	3,70			4,00
<i>Microcytherura fulva</i> (Brady & Robertson, 1874)		1,39			15,38	2,13								2,86					
<i>Microcytherura nigrescens</i> G.W. Müller, 1894	3,85	2,78		1,55				1,04	0,32						0,96			2,08	
<i>Microxestoleberis</i> sp. 1		1,39						0,21	0,32						0,48				
<i>Neocytherideis muelleri</i> (Kruit, 1955)				1,55				1,46	4,46	0,95		1,64							
<i>Neonesidea mediterranea</i> (G.W. Müller, 1894)			4,08	3,10			2,89	0,63	0,32			0,82			0,48				4,00
<i>Palmoconcha subrugosa</i> Ruggieri, 1967									1,91										
<i>Paracytheridea depressa</i> G. W. Müller 1894				4,65		4,26	9,25	2,71	0,32	0,95		0,82			1,44				16,00
<i>Paracytheridea</i> aff. <i>P. triquetra</i> (Reuss, 1850)		1,39		2,33			3,47	1,04	0,32	2,86		4,10			0,96				
<i>Paracytherois flexuosa</i> (Brady, 1867)				0,78				0,42	0,32	0,95					3,83	3,70		2,08	
<i>Paradoxostoma acuminatum</i> G.W. Müller, 1894								0,21											
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. angustum</i> G.W. Müller, 1894												0,82			0,96				
<i>Paradoxostoma breve</i> G.W. Müller, 1894		1,39								0,95									
<i>Paradoxostoma caecum</i> G.W. Müller, 1894		1,39	2,04	0,78			0,58	0,21							0,48				
<i>Paradoxostoma incongruens</i> G.W. Müller, 1894												0,82							
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. intermedium</i> G.W. Müller, 1894															0,48				
<i>Paradoxostoma simile</i> G.W. Müller, 1894							0,58	0,84							0,96				
<i>Paradoxostoma taeniatum</i> G.W. Müller, 1894								0,21											
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. taeniatum</i> G.W. Müller, 1894										1,90		0,82							
<i>Paradoxostoma triste</i> G.W. Müller, 1894				0,78					0,32										
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. triste</i> G.W. Müller, 1894															0,96				
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. versicolor</i> G.W. Müller, 1894									0,32						0,48				
<i>Paralimnocythere</i> sp.								0,42											
<i>Phlyctocythere pellucida</i> (G.W. Müller, 1894)									1,27										
<i>Polycope reticulata</i> Müller, 1894								0,63	0,32										
<i>Polycopsis quadridentata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976													2,08	5,71					
<i>Pontocypris acuminata</i> (G.W. Müller, 1894)								0,21	0,32	0,95					0,48				
<i>Pontocypris pellucida</i> G.W. Müller, 1894									1,91						0,48				
<i>Pontocythere turbida</i> (G. W. Müller, 1894)	3,85	5,56	32,65	4,65	7,69	23,40	4,05	0,21	1,91	3,81	2,63	9,02	2,08		0,48			2,08	
<i>Procytherideis retifera</i> Ruggieri, 1978	19,23	11,11	2,04	1,55	38,46	21,28	1,16	0,42	0,32	4,76	2,63	7,38	2,08	2,86	0,48	3,70	6,90	8,33	
<i>Propontocypris intermedia</i> (Brady, 1868)		1,39		0,78			1,16	0,42	0,64	0,95	2,63	0,82	2,08		1,91	3,70			

<i>Propontocypris pirifera</i> (G.W. Müller, 1894)										1,90		0,82							
<i>Propontocypris subfusca</i> (G.W. Müller, 1894)									2,55										
<i>Propontocypris</i> aff. <i>P. subfusca</i> (G.W. Müller, 1894)												2,63							
<i>Pseudocytherura strangulata</i> Ruggieri, 1991								0,21											
<i>Pseudopsammocythere reniformis</i> (Brady, 1868)				1,55				0,42							1,44				
<i>Pseudopsammocythere similis</i> (G.W. Müller, 1894)									0,32										
<i>Pterygocythereis jonesii</i> (Baird, 1850)									0,32										
<i>Pterygocythereis siveteri</i> Athersuch, 1978								0,21	0,32										
<i>Sagmatocythere napoliana</i> (Puri, 1963)	3,85	1,39	4,08	2,33		2,13	2,89	0,21	0,32	0,95		0,82				0,96			
<i>Sagmatocythere versicolor</i> (G.W. Müller, 1894)										3,18	0,95								
<i>Sahnicythere retroflexa</i> (Klie, 1936)	3,85	22,22		0,78	3,85	4,26	0,58	0,21	0,32	0,95									
<i>Sclerochilus gewemuelleri</i> Dubowsky, 1939								0,21		0,95	2,63	0,82				0,48			
<i>Sclerochilus levis</i> G.W. Müller, 1894										0,95						0,96			
<i>Semicytherura acuticostata</i> (G.O. Sars, 1866)		1,39		2,33			1,73	4,59	0,96	1,90						4,31			4,00
<i>Semicytherura alifera</i> Ruggieri, 1959				0,78				3,55	0,32	1,90	2,63					0,96			
<i>Semicytherura amorpha</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976							0,58												
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. amorpha</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976												0,82				0,48			
<i>Semicytherura dispar</i> (G.W. Müller, 1894)				0,78				0,84	0,32	3,81		2,46				1,44			
<i>Semicytherura incongruens</i> (G. W. Müller, 1894)		1,39	4,08	6,98				6,26	7,64							8,13			
<i>Semicytherura inversa</i> (Seguenza, 1880)	3,85		6,12	6,98	3,85	2,13	30,64	1,67		3,81		4,92		2,86			6,90	2,08	24,00
<i>Semicytherura paradoxa</i> (G.W. Müller, 1894)								1,46	0,64							0,48			
<i>Semicytherura quadridentata</i> (Hartmann, 1953)				3,10			2,89	1,46								3,83			
<i>Semicytherura rarecostata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976	3,85			1,55			4,62	10,65	9,87	1,90		2,46				11,00			
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. reticulata</i> (G.W. Müller, 1894)										0,32									
<i>Semicytherura robusta</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976										2,55									
<i>Semicytherura ruggierii</i> (Pucci, 1955)		1,39	2,04	1,55		2,13	1,16	0,21				2,46							
<i>Semicytherura simplex</i> (Brady & Norman, 1889)		5,56											47,92	17,14	0,96	7,41	20,69	29,17	8,00
<i>Semicytherura sulcata</i> (G. W. Müller, 1894)				0,78															
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. sulcata</i> (G. W. Müller, 1894)		4,17	4,08	0,78		4,26													
<i>Semicytherura tergestina</i> Masoli, 1968								0,21	7,01										
<i>Semicytherura</i> sp. 1											2,63								
<i>Tenedocythere prava</i> (Baird, 1850)				1,55			0,58	1,88	0,32	0,95						0,48			4,00
<i>Triebelina raripila</i> (G.W. Müller, 1894)												0,82				0,48			
<i>Urocythereis exedata</i> Uliczny, 1969		1,39	2,04		3,85	2,13	0,58	0,21	0,32	0,95		0,82				0,96			
<i>Urocythereis margaritifera</i> (G. W. Müller, 1894)	11,54	4,17	6,12	2,33	11,54	4,26	2,31	0,42		3,81		2,46	31,25	54,29	0,96	66,67	58,62	43,75	4,00
<i>Urocythereis schulzi</i> (Hartmann, 1958)							0,58	0,42				1,64		2,86					

<i>Xestoleberis communis</i> G. W. Müller, 1894	3,85	1,39	2,04	1,55		2,13	2,89	12,94	0,64	2,86	2,63	4,10			0,96	3,70			8,00
<i>Xestoleberis dispar</i> G.W. Müller, 1894	3,85	4,17		0,78		2,13	1,16	0,42	1,91	7,62	5,26	4,92		2,86	2,87			2,08	
<i>Xestoleberis plana</i> G.W. Müller, 1894	3,85	1,39		5,43			0,58	1,04		1,90		0,82			0,48				
<i>Xestoleberis</i> aff. <i>X. ventricosa</i> G.W. Müller, 1894				1,55															
<i>Xestoleberis</i> sp. 1								0,21											
<i>Xestoleberis</i> sp. 2								0,21											
<i>Xestoleberis</i> sp. 3															0,48				

Tab. App. 2.2 - Abbondanza relativa delle specie di ostracodi (NI) per i 19 campioni di Pozzuoli.

Transetto	T 1				T 2					T 3			T 4			T 5			
Specie / Campioni	1	2	3	4	1	2	3	4	5	1	2	3	1	2	3	1	2	3	4
Batimetria (m)	2,5	5	11	20	5	10	19	27	35	3,5	6	8	4	9	17	3	5	8	13
<i>Aglaiocypris complanata</i> (Brady & Robertson, 1869)		0,37						0,30		2,94		1,98			1,09				
<i>Aglaiocypris</i> sp. 1							0,26	0,12		2,35									
<i>Argilloecia bulbifera</i> G.W. Müller, 1894								0,06											
<i>Aurila convexa</i> (Baird, 1850)	29,69	23,13	3,88	3,55	8,70	2,40	2,09	4,23	0,51	26,18	6,17	28,40	0,98	1,81	1,18				2,22
<i>Aurila prasina</i> Barbeito-Gonzalez, 1971				0,35								0,25							
<i>Aurila speyeri</i> (Brady, 1858)			0,97																
<i>Bythocythere turgida</i> Sars, 1866		0,37						0,12											
<i>Callistocythere adriatica</i> Masoli, 1968								1,21	0,51			0,49							
<i>Callistocythere flavidofusca</i> (Ruggieri, 1950)				1,77				1,51	4,12		2,47								
<i>Callistocythere lobiancoi</i> (G.W. Müller, 1894)								0,67		2,06					1,46				
<i>Carinocythereis whitei</i> (Baird, 1850)				0,71			0,26	2,00	9,62		2,47				6,55				
<i>Cistacythereis turbida</i> (G.W. Müller, 1894)				0,35				1,45	5,50						1,91				
<i>Costa batei</i> (Brady, 1866)				0,71			1,83	2,78	1,52	0,29		0,25			0,91				
<i>Cyprideis torosa</i> (Jones, 1850)			2,91								1,23					0,88			
<i>Cytherella</i> sp.																			2,22
<i>Cytheretta adriatica</i> Ruggieri, 1952			2,91	1,77			0,52			0,29		0,49			0,27				
<i>Cytheretta subradiosa</i> (Roemer, 1838)			1,94	3,90		5,60	0,26	1,03	1,37	0,29		1,48						0,72	
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. frequens</i> G.W. Müller, 1894									0,07										
<i>Cytherois joachinoi</i> Barra, 1992							1,57	0,67	1,01	0,59					3,09				
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. niger</i> Schornikov, 1965							0,26	0,18											
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. pontica</i> Marinov, 1966			0,97			1,60													
<i>Cytherois</i> aff. <i>C. uffenordei</i> Ruggieri, 1974							0,52	0,60	0,36						1,36				
<i>Cytheroma variabilis</i> G.W. Müller, 1894												0,49							
<i>Cytheropteron latum</i> G.W. Müller, 1894							0,26	0,42	0,14										
<i>Elofsonia minima</i> (Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976)	3,13						2,09	0,12				0,25		0,60	1,73			0,72	4,44
<i>Eucytherura gibbera</i> G.W. Müller, 1894				0,35				0,91	0,72										
<i>Eucytherura mistrettai</i> Sissingh, 1972								0,06	0,07						0,09				
<i>Eucytherura</i> sp. 1															0,09				
<i>Hemicytherura defiorei</i> Ruggieri, 1953				0,35				1,21	1,30						0,55				
<i>Hemicytherura videns</i> (G. W. Müller, 1894)		0,37		0,35					0,07						0,36				
<i>Hemiparacytheridea</i> sp.															0,09				
<i>Heterocythereis voraginosa</i> Athersuch, 1979			0,97			1,60													
<i>Leptocythere levis</i> (G.W. Müller, 1894)				0,35															

<i>Leptocythere macella</i> Ruggieri, 1975								0,60	7,52						0,09				
<i>Loxocauda decipiens</i> G.W. Müller, 1894)								0,06	0,14										
<i>Loxococoncha affinis</i> (Brady, 1866)	3,13	8,58	3,88	10,28		4,00	8,64	6,17	6,15	14,71	8,64	13,09	1,96	1,20	7,37	1,33	2,13	0,72	8,89
<i>Loxococoncha ovulata</i> (O.G. Costa, 1853)			1,94	2,48		0,80	2,36	5,80	12,58						10,10				
<i>Loxococoncha rhomboidea</i> (Fischer, 1855)				1,06			1,57	5,74				4,20			0,55				
<i>Loxococoncha stellifera</i> G.W. Müller, 1894	6,25	5,22	1,94	0,35	1,45	2,40	1,05			5,29	2,47	3,21	0,98				1,06		
<i>Macrocyprina succinea</i> (G.W. Müller, 1894)				0,71				0,54							0,27				
<i>Microceratina amphibola</i> (Barbeito-Gonzalez, 1971)										0,29									
<i>Microcythere depressa</i> G.W. Müller, 1894		0,75								2,94	53,09	1,48	1,47		0,73		0,72	6,67	
<i>Microcythere inflexa</i> G.W. Müller, 1894		0,75		0,71				0,73							2,27				
" <i>Microcythere</i> " sp.		0,75						0,54	0,36		2,47	0,49			0,09	0,88			4,44
<i>Microcytherura fulva</i> (Brady & Robertson, 1874)		0,75			8,70	0,80								1,20					
<i>Microcytherura nigrescens</i> G.W. Müller, 1894	1,56	2,99		1,06				0,60	0,07						1,27		0,72		
<i>Microxestoleberis</i> sp. 1		0,37						0,06	0,07						0,09				
<i>Neocytherideis muelleri</i> (Kruit, 1955)				1,06				0,79	2,46	0,59		0,49							
<i>Neonesidea mediterranea</i> (G.W. Müller, 1894)			1,94	4,26			2,36	0,73	0,07			0,49			0,09				2,22
<i>Palmoconcha subrugosa</i> Ruggieri, 1967									1,88										
<i>Paracytheridea depressa</i> G. W. Müller 1894				3,55		3,20	11,26	2,48	0,22	0,88		0,25			1,82				13,33
<i>Paracytheridea</i> aff. <i>P. triquetra</i> (Reuss, 1850)		1,12		1,77			4,45	1,09	0,51	1,47		2,22			2,09				
<i>Paracytherois flexuosa</i> (Brady, 1867)				0,71				0,24	0,07	0,59					1,64	0,44		0,72	
<i>Paradoxostoma acuminatum</i> G.W. Müller, 1894								0,06											
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. angustum</i> G.W. Müller, 1894												0,49			0,36				
<i>Paradoxostoma breve</i> G.W. Müller, 1894		0,75								0,59									
<i>Paradoxostoma caecum</i> G.W. Müller, 1894		1,12	1,94	0,35			0,26	0,06							0,27				
<i>Paradoxostoma incongruens</i> G.W. Müller, 1894												0,25							
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. intermedium</i> G.W. Müller, 1894															0,18				
<i>Paradoxostoma simile</i> G.W. Müller, 1894							0,26	0,73							0,18				
<i>Paradoxostoma taeniatum</i> G.W. Müller, 1894								0,06											
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. taeniatum</i> G.W. Müller, 1894										0,88		0,49							
<i>Paradoxostoma triste</i> G.W. Müller, 1894				0,35					0,07										
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. triste</i> G.W. Müller, 1894															0,18				
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. versicolor</i> G.W. Müller, 1894									0,07						0,09				
<i>Paralimnocythere</i> sp.								0,12											
<i>Phlyctocythere pellucida</i> (G.W. Müller, 1894)									1,16										
<i>Polycope reticulata</i> Müller, 1894								0,18	0,07										
<i>Polycopsis quadridentata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976													0,98	2,41					

<i>Pontocypris acuminata</i> (G.W. Müller, 1894)								0,06	0,36	1,47					0,45				
<i>Pontocypris pellucida</i> G.W. Müller, 1894									1,30						0,09				
<i>Pontocythere turbida</i> (G. W. Müller, 1894)	3,13	1,87	33,01	7,09	5,80	15,20	3,40	1,51	4,92	2,65	1,23	5,19	0,49		0,82			0,36	
<i>Procytherideis retifera</i> Ruggieri, 1978	29,69	16,79	3,88	1,06	60,87	35,20	1,57	0,30	0,72	2,06	1,23	4,69	0,98	1,20	1,18	3,10	5,85	5,04	
<i>Propontocypris intermedia</i> (Brady, 1868)		0,37		0,71				0,52	0,54	0,43	1,47	2,47	2,96	1,96		12,47	0,88		
<i>Propontocypris pirifera</i> (G.W. Müller, 1894)											1,18		0,49						
<i>Propontocypris subfusca</i> (G.W. Müller, 1894)										1,01									
<i>Propontocypris</i> aff. <i>P. subfusca</i> (G.W. Müller, 1894)												2,47							
<i>Pseudocytherura strangulata</i> Ruggieri, 1991								0,06											
<i>Pseudopsammocythere reniformis</i> (Brady, 1868)				1,06				0,12							1,00				
<i>Pseudopsammocythere similis</i> (G.W. Müller, 1894)									0,22										
<i>Pterygocythereis jonesii</i> (Baird, 1850)									0,72										
<i>Pterygocythereis siveteri</i> Athersuch, 1978								0,06	0,80										
<i>Sagmatocythere napoliana</i> (Puri, 1963)	1,56	0,75	13,59	2,48		8,00	2,62	0,67	0,14	0,59		0,25			1,09				
<i>Sagmatocythere versicolor</i> (G.W. Müller, 1894)									2,46	0,59									
<i>Sahnicythere retroflexa</i> (Klie, 1936)	3,13	15,30		0,71	2,90	3,20	0,26	0,12	0,07	0,59									
<i>Sclerochilus gewemuelleri</i> Dubowsky, 1939								0,06		2,06	1,23	0,25			0,18				
<i>Sclerochilus levis</i> G.W. Müller, 1894										0,29					0,36				
<i>Semicytherura acuticostata</i> (G.O. Sars, 1866)		0,37		2,13			1,05	2,96	0,29	0,88					1,55			2,22	
<i>Semicytherura alifera</i> Ruggieri, 1959				0,35				2,06	0,58	0,88	2,47				0,55				
<i>Semicytherura amorpha</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976							0,26												
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. amorpha</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976												0,49			0,18				
<i>Semicytherura dispar</i> (G.W. Müller, 1894)				0,35				0,36	0,14	2,06		1,23			0,55				
<i>Semicytherura incongruens</i> (G. W. Müller, 1894)		0,75	1,94	5,67				6,41	7,74						11,37				
<i>Semicytherura inversa</i> (Seguenza, 1880)	1,56		2,91	9,22	1,45	0,80	28,01	2,30		1,47		2,47		1,81			1,06	0,36	26,67
<i>Semicytherura paradoxa</i> (G.W. Müller, 1894)								1,27	1,81						0,36				
<i>Semicytherura quadridentata</i> (Hartmann, 1953)				2,84			2,09	1,09							1,09				
<i>Semicytherura rarecostata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976	1,56			1,77			3,40	6,29	3,76	0,59		0,74			4,00				
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. reticulata</i> (G.W. Müller, 1894)									0,14										
<i>Semicytherura robusta</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976									1,66										
<i>Semicytherura ruggierii</i> (Pucci, 1955)		0,37	1,94	2,13		1,60	0,52	0,24				2,22							
<i>Semicytherura simplex</i> (Brady & Norman, 1889)		2,61											22,06	6,63	0,36	5,31	6,38	10,07	6,67
<i>Semicytherura sulcata</i> (G. W. Müller, 1894)				0,71															
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. sulcata</i> (G. W. Müller, 1894)		1,12	2,91	0,35		3,20													

<i>Semicytherura tergestina</i> Masoli, 1968								0,06	3,62											
<i>Semicytherura</i> sp. 1											1,23									
<i>Tenedocythere prava</i> (Baird, 1850)			0,71				0,26	2,30	1,01	0,29					0,27					2,22
<i>Triebelina raripila</i> (G.W. Müller, 1894)												0,74			0,36					
<i>Urocythereis exedata</i> Uliczny, 1969		0,37	1,94		1,45	1,60	0,79	0,12	0,36	0,29		0,25			1,00					
<i>Urocythereis margaritifera</i> (G. W. Müller, 1894)	10,94	5,97	9,71	3,55	8,70	6,40	4,19	0,60		1,76		5,19	68,14	78,31	3,64	86,73	83,51	79,50	11,11	
<i>Urocythereis schulzi</i> (Hartmann, 1958)							0,79	0,12				0,74		4,22						
<i>Xestoleberis communis</i> G. W. Müller, 1894	1,56	1,49	1,94	4,26		0,80	6,02	20,19	2,75	1,47	1,23	1,73			1,09	0,44				6,67
<i>Xestoleberis dispar</i> G.W. Müller, 1894	1,56	1,87		1,06		1,60	1,05	1,15	2,60	11,76	7,41	8,15		0,60	4,64				0,36	
<i>Xestoleberis plana</i> G.W. Müller, 1894	1,56	2,61		7,09			1,05	1,81		2,35		0,99			0,73					
<i>Xestoleberis</i> aff. <i>X. ventricosa</i> G.W. Müller, 1894				1,42																
<i>Xestoleberis</i> sp. 1								0,06												
<i>Xestoleberis</i> sp. 2								0,06												
<i>Xestoleberis</i> sp. 3															0,09					

Tab. App. 2.3 - Abbondanza relativa delle specie di ostracodi (NV) per i 19 campioni di Pozzuoli.

Transetto		T 1				T 2				T 3				T 4			
Specie	Campioni	FX	F1	F2	F3	F7	F6	F5	F4	F8	F9	F10	F11	F15	F14	F13	F12
Batimetria (m)		4	6.5	8.5	10.5	3	7.5	11	11	4.5	7	9	13.5	4	5	8	13
Distanza dalla costa in (m)		150	420	600	930	160	460	728	800	160	620	850	990	128	350	650	1000
<i>Adelosina cliarensis</i> Heron-Allen & Earland, 1930		0,68				0,76		0,41	1,18	0,76						0,27	
<i>Adelosina elegans</i> (Williamson, 1858)							0,46				0,35						
<i>Adelosina longirostra</i> (d'Orbigny, 1826)		8,78	6,59	1,57	1,86	4,29	1,83	2,07	2,06	1,27	1,75	1,29	1,04	2,2	1,45		1,31
<i>Adelosina mediterraneensis</i> (Le Calvez & Le Calvez, 1958)																0,27	
<i>Adelosina pulchella</i> d'Orbigny, 1826		0,34											0,26				
<i>Ammonia beccarii</i> (Linnaeus, 1758)		7,77	11,6	0,79	1,06	4,8	4,11		2,94	2,29	1,4	0,86	1,3	2,2	0,58	1,08	
<i>Ammonia parkinsoniana</i> (d'Orbigny, 1839)		22,30	21,7	9,97	10,9	9,6	18,3	15,7	11,2	10,4	10,1	12	9,61	13,2	24,3	12,9	19,7
<i>Ammonia tepida</i> (Cushman, 1926)		8,78	8,53	9,97	7,45	12,1	13,7	7,44	5,59	11,7	12,2	8,58	17,7	5,97	8,09	9,95	9,19
<i>Ammoscalaria pseudospiralis</i> (Brady, 1884)				0,52	0,53			1,24		0,25	0,35	0,43	0,78	0,31		0,81	0,52
<i>Amphicoryna scalaris</i> (Batsch, 1791)		1,35	0,39			0,25			0,29	0,51				0,31			
<i>Astacolus crepidulus</i> (Fichtel & Moll, 1798)				0,26													
<i>Asterigerinata mamilla</i> (Williamsom, 1858)		1,01	0,39	0,26		0,51		0,41	0,29	0,51	0,7		0,26			0,54	
<i>Asterigerinata mariae</i> Sgarrella, 1990					0,27					0,25	0,35		0,26		0,29	0,27	0,26
<i>Astrononion stelligerum</i> (d'Orbigny, 1839)		0,68			1,33	1,01			1,47	0,25	0,7	0,86	0,52			0,54	0,79
<i>Aubignyna perlucida</i> (Heron-Allen & Earland, 1913)		0,34		0,79	1,06		0,46	0,41	0,88	0,76			1,3	1,57	0,87	1,34	1,31
<i>Bolivina catanensis</i> Seguenza, 1862		1,01	0,39	0,52	0,8			1,65	0,29	0,51	2,1	0,43		0,31	0,87		1,57
<i>Bolivina dilatata</i> Reuss, 1850		0,68		0,79	1,33		1,37	1,24	0,88	2,04	0,7	1,29	2,08		0,87	0,81	0,79
<i>Bolivina spathulata</i> (Williamson, 1858)		0,34	0,39	0,52	0,53	0,25	0,46	0,83	0,88	0,76	1,75	0,86	1,04	0,63	1,16	0,81	1,57
<i>Bolivina striatula</i> (Cushman, 1922)										0,25						0,54	
<i>Bolivina variabilis</i> (Williamson, 1858)							0,46										
<i>Buccella granulata</i> (Di Napoli Alliata, 1952)		2,36	3,1	1,05	1,33	0,76	4,11	6,61	2,65	1,53	1,4	0,86	1,82	1,89	3,76	0,54	1,84
<i>Bulimina aculeata</i> d'Orbigny, 1826		0,34	1,55	1,05	1,6	0,51	1,37	0,83	0,88	1,27	1,75		0,78	1,26	2,31	0,54	0,79
<i>Bulimina elongata</i> d'Orbigny, 1846		0,68	0,39	1,57	0,8	0,76	0,46		1,76	1,27	2,1	0,86	1,04	0,31	0,58	0,81	4,72
<i>Bulimina marginata</i> d'Orbigny, 1826								0,41									

<i>Cancris auriculus</i> (Fichtel & Moll, 1798)																	0,87		
<i>Cibicidella variabilis</i> (d'Orbigny, 1826)												0,26							
<i>Cibicides refulgens</i> Montfort, 1808			1,31	2,13	1,01	3,2			0,25	4,2	4,72	2,34	6,29	8,38	1,88	2,62			
<i>Cornuspira involvens</i> (Reuss, 1850)				0,27	0,25				0,25										
<i>Criboelphidium cuvillieri</i> (Lévy, 1966)	1,69	1,94	5,77	3,99	4,8	4,57	2,48	2,65	3,82	5,59	1,72	4,94	2,2	2,31	5,11	3,15			
<i>Cribrostomoides jeffreysi</i> (Williamson, 1858)				0,27															
<i>Cyclocibicides vermiculatus</i> (d'Orbigny, 1826)	0,34	0,39	0,26	0,27	0,25		0,41	0,29											
<i>Cycloforina contorta</i> (d'Orbigny, 1846)								0,59									0,58		0,52
<i>Discorbinella bertheloti</i> (d'Orbigny, 1839)					0,51	0,91	0,41	0,59	0,76	1,05	1,29	0,78	0,63	0,29	0,27	0,26			
<i>Eggerella scabra</i> (Williamson, 1858)	0,34	0,39	0,52	1,86	0,25	1,37	0,83	0,29	2,54	1,4	3	1,04			3,23	1,05			
<i>Elphidium aculeatum</i> (d'Orbigny, 1846)									0,25	1,4		1,56							
<i>Elphidium advenum</i> (Cushman, 1922)	0,68		0,26	0,8	0,25	0,91	0,83	0,29	0,51		0,86	0,52		0,58	0,54	1,84			
<i>Elphidium albiumbilicatum</i> (Weiss, 1954)			0,52									0,26		0,58	0,27	0,26			
<i>Elphidium articulatum</i> (d'Orbigny, 1839)		1,55	1,57	1,6	1,01	0,91	1,24		0,51		0,86		0,94	0,58		0,52			
<i>Elphidium complanatum</i> (d'Orbigny, 1906)							1,24		0,76	0,35		0,52		0,29					
<i>Elphidium crispum</i> (Linnaeus, 1758)	1,01	1,16	0,52	0,27	0,51	0,46	0,41	0,59	0,51	0,7	0,86	0,52	2,2	1,73	0,27	0,79			
<i>Elphidium excavatum</i> (Terquem, 1875)			0,26		0,51			0,59			0,43	2,34	0,31	0,29					
<i>Elphidium granosum</i> (d'Orbigny, 1846)	0,34	0,78	0,79	1,06	1,01	0,46		0,59	0,76	0,35	0,43	0,78		1,45	1,08	0,26			
<i>Elphidium macellum</i> (Fichtel & Moll, 1798)	1,01			0,27							0,86				0,54				
<i>Elphidium maioricense</i> Colom, 1942				0,27				0,59											
<i>Elphidium margaritaceum</i> (Cushman, 1930)												0,26	0,31						
<i>Elphidium pauciloculum</i> (Cushman, 1944)			0,79	1,06	0,25									0,31					
<i>Elphidium pulvereum</i> Todd, 1958			0,26	0,53				0,29		0,7			0,31			0,26			
<i>Elphidium punctatum</i> (Terquem, 1878)		0,78	1,84		1,26	2,74	2,07	2,06	1,53	1,05	1,72	2,34	0,94	2,89	2,96	1,57			
<i>Glabrattella hexacamerata</i> Seiglie & Bermúdez, 1965			0,26																
<i>Haynesina depressula</i> (Walker & Jacob, 1798)			2,36	2,66	0,25	0,91	0,83	1,18	0,51	1,75	1,29	1,82	0,94	0,58	0,27	2,1			
<i>Heronallenia stellata</i> Takayanagi, 1953				0,53															
<i>Lamarckina scabra</i> (Brady, 1884)		0,39	0,26									0,26							0,26

<i>Lobatula lobatula</i> (Walker & Jacob, 1798)	1,01	1,94	0,79		0,25	0,46	6,2	1,47	2,54			0,26	4,4		2,42	1,05
<i>Massilina secans</i> (d'Orbigny, 1826)	0,34	0,39	0,52	1,33	0,25											0,26
<i>Miliolinella dilatata</i> (d'Orbigny, 1839)	0,68															
<i>Miliolinella semicostata</i> (Wiesner, 1923)		0,78	0,26												0,27	
<i>Miliolinella subrotunda</i> (Montagu, 1803)	1,69	0,39	0,79	1,06	1,01	1,37	0,83	2,35	1,78	0,35	0,86	0,52	1,57		1,08	
<i>Miliolinella webbiana</i> (d'Orbigny, 1839)					0,25											
<i>Neoconorbina posidonicola</i> (Colom, 1942)				0,8	0,76							0,52				
<i>Nonion boueanum</i> (d'Orbigny, 1846)	1,69	0,39	1,05	1,06	1,77	1,37	2,89	2,65	2,54	1,05	2,58	2,08	2,2	2,6	1,61	1,57
<i>Patellina corrugata</i> Williamson, 1858				0,27												
<i>Peneroplis pertusus</i> (Forskål, 1775)	0,34	0,39														
<i>Peneroplis planatus</i> (Fichtel & Moll, 1798)	0,34															
<i>Planoglabratella opercularis</i> (d'Orbigny, 1839)	0,34	2,71	0,52	0,27		0,46	0,83	0,29	0,25			0,26	0,94		1,34	0,26
<i>Planorbulina mediterranensis</i> d'Orbigny, 1826	0,34	0,39	0,79	0,27	0,51		0,41		0,76		0,86					0,26
<i>Quinqueloculina bosciana</i> d'Orbigny, 1839																0,26
<i>Quinqueloculina jugosa</i> Cushman, 1944	1,35															
<i>Quinqueloculina laevigata</i> d'Orbigny, 1839	0,68	1,94	0,52	1,06	0,51						1,72	0,78	0,31		0,81	
<i>Quinqueloculina lata</i> Terquem, 1876	4,39	7,75	24,9	27,7	27,5	16,4	17,4	26,8	23,7	21	24,5	18,4	19,8	13,3	22,3	16,8
<i>Quinqueloculina milletti</i> (Wiesner, 1912)		1,16	2,1	0,27	3,03	3,2	1,65	2,94	2,8				1,57			
<i>Quinqueloculina parvula</i> Schlumberger, 1894				0,27		0,91			0,25				0,63			1,31
<i>Quinqueloculina pygmaea</i> Reuss, 1850	0,68	0,39	11,5	8,78	5,05	4,11	10,7	9,41	8,4	9,79	13,7	8,31	10,7	8,67	13,2	9,19
<i>Quinqueloculina seminulum</i> (Linnaeus, 1758)	8,78	3,88	1,57	1,86	3,79	2,28	2,89	5	2,04	4,55	3,43	0,78	6,29	3,18	5,91	1,31
<i>Quinqueloculina stalker</i> Loeblick & Tappan, 1953			0,26			0,46										
<i>Quinqueloculina stelligera</i> Schlumberger, 1893				0,53											0,27	0,52
<i>Reussella spinulosa</i> (Reuss, 1850)							0,41									
<i>Rosalina bradyi</i> (Cushman, 1915)	0,34	0,39		0,53	0,25			0,29	0,25					0,29	0,27	0,26
<i>Rosalina floridana</i> (Cushman, 1922)													0,31			
<i>Rosalina macropora</i> (Hofker, 1951)	0,34															
<i>Rosalina globularis</i> d'Orbigny, 1826				0,27						0,35		0,26		0,29		0,52

<i>Rosalina obtusa</i> d'Orbigny, 1846	0,34												0,31			
<i>Sigmoilina costata</i> Schlumberger, 1893			0,26													
<i>Sigmoilina grata</i> (Terquem, 1878)				0,53	0,25		0,41		0,51							0,26
<i>Siphonaperta aspera</i> (d'Orbigny, 1826)	3,04	5,43	0,79	0,8	1,01	3,65	2,48	1,18	1,02	2,1	1,72	0,78	1,26	0,29	0,81	0,52
<i>Siphonina reticulata</i> (Czjzek, 1884)		0,39	0,26					0,29					0,63			0,26
<i>Spiroloculina excavata</i> d'Orbigny, 1846	0,34															
<i>Spiroloculina ornata</i> d'Orbigny, 1839					0,25											
<i>Textularia agglutinans</i> d'Orbigny, 1839											0,43			0,87		
<i>Textularia bocki</i> Höglund, 1947											0,43					
<i>Tretomphalus concinnus</i> (Brady, 1884)	1,01	0,39	1,05	0,53	0,25		0,41	0,29	0,25	0,35	0,86	0,78	0,31			0,52
<i>Triloculina bermudezi</i> Acosta, 1940	0,34	0,39														
<i>Triloculina oblonga</i> (Montagu, 1803)					1,26											
<i>Triloculina plicata</i> Terquem, 1878			0,26		0,51					0,35		0,26				0,79
<i>Triloculina schreibersiana</i> d'Orbigny, 1839	4,39	1,55	1,05	0,53	2,02	1,37	1,65	1,47	1,53	1,05	0,43	2,08	0,31	0,58	0,81	
<i>Triloculina trigonula</i> (Lamarck, 1804)	4,39	5,81	2,62	2,66	1,77	0,46	0,83	1,18	1,78	2,8	1,72	3,64	2,83	3,18	0,54	3,94
<i>Trochammina inflata</i> (Montagu, 1808)		0,78						0,59								
<i>Vertebralina striata</i> d'Orbigny, 1826			0,79								0,43			0,29		0,26

Tab. App. 2.4 - Abbondanza relativa delle specie di foraminiferi bentonici per i 16 campioni di Torregaveta-Cuma.

Transetto		T 1				T 2				T 3				T 4			
Specie	Campioni	FX	F1	F2	F3	F7	F6	F5	F4	F8	F9	F10	F11	F15	F14	F13	F12
Batimetria (m)		4	6.5	8.5	10.5	3	7.5	11	11	4.5	7	9	13.5	4	5	8	13
Distanza dalla costa in (m)		150	420	600	930	160	460	728	800	160	620	850	990	128	350	650	1000
<i>Aurila convexa</i> (Baird, 1850)		1,87	1,563	0,5	0,46	0,62	2,08						0,52			2,17	0,68
<i>Callistocythere adriatica</i> Masoli, 1968						0,62											
<i>Callistocythere flavidofusca</i> (Ruggieri, 1950)			0,781	0,5	0,46				1,39	1,1			0,52		4,35	2,17	0,68
<i>Carinocythereis whitei</i> (Baird, 1850)		1,87	1,563	1	3,2	1,85	2,08		5,56	1,1	1,72		3,13		4,35	4,35	0,68
<i>Cistacythereis turbida</i> (G.W. Müller, 1894)		0,93	0,781	1	1,37	0,62	2,08		1,39		1,72		1,04		4,35		0,68
<i>Costa batei</i> (Brady, 1866)				0,5													
<i>Costa edwardsi</i> (Roemer, 1838)				1,5	0,46			3,03									
<i>Cyprideis torosa</i> (Jones, 1850)		2,80	0,781	1	0,46	1,23	2,08	3,03	1,39	2,2		2,08	1,04	7,69			0,68
<i>Cytheretta adriatica</i> Ruggieri, 1952		1,87	0,781	1	0,46	1,23	2,08	3,03	1,39	1,1			1,56				0,68
<i>Cytheretta subradiosa</i> (Roemer, 1838)		5,61	7,813	1,5	0,91	3,09	2,08		1,39	2,2	8,62		1,04			6,52	2,03
<i>Cytheridea neapolitana</i> Kolmann, 1958		2,80	3,125	1	1,37	1,23	2,08	3,03		2,2			1,04				0,68
<i>Cytherois succinea</i> G.W. Müller, 1894						0,62											
<i>Cytherois uffenordei</i> Ruggieri, 1974				1	0,46	0,62			1,39								0,68
<i>Cytheroma variabilis</i> G.W. Müller, 1894					0,46				1,39				1,04				
<i>Cytheromorpha</i> sp. 1					0,46												
<i>Cytheropteron latum</i> G.W. Müller, 1894				0,5													
<i>Cytheropteron rotundatum</i> G.W. Müller, 1894				0,5													
<i>Eucythere</i> aff. <i>E. curta</i> Ruggieri, 1975				0,5													
<i>Hemicytherura defiorei</i> Ruggieri, 1953				0,5	0,46												
<i>Hemicytherura videns</i> (G. W. Müller, 1894)					0,46										4,35		
<i>Heterocythereis voraginosa</i> Athersuch, 1979					0,46					1,1							
<i>Leptocythere bacescoi</i> (Rome, 1942)					0,46	0,62	2,08										1,35
<i>Leptocythere crepidula</i> Ruggieri, 1950			2,344	8	3,2	3,7	2,08		9,72	5,49	3,45	6,25	5,21		4,35		3,38

<i>Leptocythere levis</i> (G.W. Müller, 1894)	0,93		1,5	0,46	0,62	2,08	3,03	1,39	1,1	3,45		2,08				0,68
<i>Leptocythere macella</i> Ruggieri, 1975	0,93	0,781	3,5	9,59	3,7	8,33	3,03	8,33	5,49	8,62	10,4	5,73	15,4	4,35	4,35	4,73
<i>Leptocythere ramosa</i> (Rome, 1942)																0,68
<i>Loxocauda decipiens</i> (G.W. Müller, 1894)												0,52				
<i>Loxoconcha affinis</i> (Brady, 1866)	0,93		1,5		1,85	2,08						0,52	7,69			0,68
<i>Loxoconcha elliptica</i> Brady, 1868				0,91	0,62			1,39	2,2	1,72	2,08	1,56	7,69		2,17	
<i>Loxoconcha</i> aff. <i>L. elliptica</i> Brady, 1868	0,93		0,5													
<i>Loxoconcha ovulata</i> (O.G. Costa, 1853)		2,344	0,5	0,91	0,62			1,39	1,1	1,72	2,08	0,52			2,17	0,68
<i>Microcytherura angulosa</i> (Seguenza, 1880)				0,46												
<i>Microxestoleberis nana</i> G.W. Müller, 1894									1,1							
<i>Neocytherideis muelleri</i> (Kruit, 1955)	0,93	0,781	5	5,02	8,64	10,4	6,06	9,72	2,2	5,17	2,08	3,65	7,69		4,35	4,05
<i>Neonesidea corpulenta</i> (G.W. Müller, 1894)			0,5	0,46								0,52				0,68
<i>Neonesidea</i> cf. <i>N. longevaginata</i> (G.W. Müller, 1894)												0,52				
<i>Neonesidea minor</i> (G.W. Müller, 1894)								1,39	1,1		2,08					0,68
<i>Palmoconcha turbida</i> (G.W. Müller, 1912)	5,61	7,031	7,5	6,85	8,02	8,33	3,03	4,17	4,4	10,3	4,17	7,29	7,69	4,35	6,52	5,41
<i>Paracytheridea triquetra</i> (Reuss, 1850)					0,62											
<i>Paracytherois agigensis</i> Caraion, 1963				0,46					1,1							
<i>Paracytherois rara</i> G.W. Müller, 1894			0,5													
<i>Paradoxostoma angustum</i> G.W. Müller, 1894				0,91												
<i>Paradoxostoma breve</i> G.W. Müller, 1894			0,5													
<i>Paradoxostoma incongruens</i> G.W. Müller, 1894				0,46												
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. variabile</i> (Baird, 1835)	0,93	0,781	0,5	0,46				1,39								
<i>Pontocypris</i> aff. <i>P. acuminata</i> (G.W. Müller, 1894)												0,52				
<i>Pontocypris</i> cf. <i>declivis</i> G.W. Müller, 1894												0,52				
<i>Pontocypris dispar</i> G.W. Müller, 1894			0,5												2,17	
<i>Pontocypris</i> aff. <i>P. serrata</i> (G.W. Müller, 1894)																0,68
<i>Pontocythere turbida</i> (G. W. Muller, 1894)	47,66	46,88	18,5	15,1	22,2	25	21,2	9,72	19,8	19	18,8	12,5	15,4	21,7	15,2	7,43

<i>Procytherideis subspiralis</i> (Brady, Crosskey & Robertson, 1874)	1,87		1	0,46	0,62		3,03									0,68
<i>Propontocypris subfusca</i> (G.W. Müller, 1894)			0,5	0,46												
<i>Pseudopsammocythere reniformis</i> (Brady, 1868)									1,1			0,52				
<i>Sagmatocythere littoralis</i> (G.W. Müller, 1894)			0,5													
<i>Sahnicythere retroflexa</i> (Klie, 1936)			0,5	1,37	1,23			5,56				0,52				
<i>Sclerochilus gewemuelleri</i> Dubowsky, 1939											2,08					
<i>Semicytherura acuticostata</i> (G.O. Sars, 1866)						2,08					2,08					
<i>Semicytherura alifera</i> Ruggieri, 1959								1,39								0,68
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. diafora</i> Barbeito-Gonzalez, 1971															2,17	
<i>Semicytherura incongruens</i> (G. W. Müller, 1894)	5,61	7,031	13	13,2	9,26	6,25	24,2	5,56	12,1	13,8	18,8	28,1	7,69	13	15,2	45,3
<i>Semicytherura inversa</i> (Seguenza, 1880)					0,62						2,08					
<i>Semicytherura rarecostata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976			0,5	1,37				1,39								
<i>Semicytherura sulcata</i> (G.W. Müller, 1894)	8,41	7,813	18	18,7	20,4	14,6	21,2	16,7	26,4	13,8	18,8	14,6	7,69	34,8	19,6	12,8
<i>Tenedocythere prava</i> (Baird, 1850)					1,23							0,52				
<i>Triebelina raripila</i> (G.W. Müller, 1894)			0,5	0,46												
<i>Urocythereis exedata</i> Uliczny, 1969			0,5	0,46												
<i>Urocythereis margaritifera</i> (G. W. Müller, 1894)	0,93	0,781	0,5	1,37	0,62			1,39	3,3	5,17	2,08	1,04			4,35	
<i>Urocythereis schulzi</i> (Hartmann, 1958)	4,67	2,344	0,5	0,46	1,23	2,08										
<i>Xestoleberis communis</i> G. W. Müller, 1894	0,93	3,125	1,5	2,28	1,23		3,03	2,78	1,1	1,72	4,17	1,04	7,69		4,35	1,35
<i>Xestoleberis dispar</i> G.W. Müller, 1894	0,93			1,83	0,62											
<i>Xestoleberis fuscomaculata</i> G.W. Müller, 1894		0,781	1													
<i>Xestoleberis</i> aff. <i>X. fuscomaculata</i> G.W. Müller, 1894												0,52	7,69		2,17	
<i>Xestoleberis plana</i> G.W. Müller, 1894								1,39				0,52				0,68

Tab. App. 2.5 - Abbondanza relativa delle specie di ostracodi (NI) per i 16 campioni di Torregaveta-Cuma.

Transetto		T 1				T 2				T 3				T 4			
Specie	Campioni	FX	F1	F2	F3	F7	F6	F5	F4	F8	F9	F10	F11	F15	F14	F13	F12
Batimetria (m)		4	6.5	8.5	10.5	3	7.5	11	11	4.5	7	9	13.5	4	5	8	13
Distanza dalla costa in (m)		150	420	600	930	160	460	728	800	160	620	850	990	128	350	650	1000
<i>Aurila convexa</i> (Baird, 1850)		1,44	1,053	0,75	1,08	0,67	1,98						0,6			1,96	0,22
<i>Callistocythere adriatica</i> Masoli, 1968						0,22											
<i>Callistocythere flavidofusca</i> (Ruggieri, 1950)			0,351	0,15	0,81				0,47	0,43			0,6		2,33	0,98	0,22
<i>Carinocythereis whitei</i> (Baird, 1850)		1,92	1,053	3,01	2,56	3,36	2,97		2,79	1,7	4,93		4,58		2,33	3,92	2,68
<i>Cistacythereis turbida</i> (G.W. Müller, 1894)		0,48	0,702	0,3	0,81	0,67	1,98		0,47		1,41		1		2,33		0,22
<i>Costa batei</i> (Brady, 1866)				0,15													
<i>Costa edwardsi</i> (Roemer, 1838)				0,45	0,13			1,37									
<i>Cyprideis torosa</i> (Jones, 1850)		2,88	3,158	2,56	2,7	2,02	1,98	2,74	5,12	4,26		2,52	2,19	3,7			1,56
<i>Cytheretta adriatica</i> Ruggieri, 1952		1,92	1,053	2,26	2,56	2,02	2,97	4,11	1,4	1,28			1,39				1,12
<i>Cytheretta subradiosa</i> (Roemer, 1838)		5,29	6,667	0,9	0,54	2,24	1,98		0,47	1,28	8,45		1			4,9	0,89
<i>Cytheridea neapolitana</i> Kolmann, 1958		2,40	1,404	0,45	0,81	1,12	0,99	1,37		0,85			0,6				0,45
<i>Cytherois succinea</i> G.W. Müller, 1894						0,22											
<i>Cytherois uffenordei</i> Ruggieri, 1974				0,75	0,13	0,22			0,93								0,45
<i>Cytheroma variabilis</i> G.W. Müller, 1894					0,13				0,93				0,4				
<i>Cytheromorpha</i> sp. 1					0,13												
<i>Cytheropteron latum</i> G.W. Müller, 1894				0,15													
<i>Cytheropteron rotundatum</i> G.W. Müller, 1894				0,15													
<i>Eucythere</i> aff. <i>E. curta</i> Ruggieri, 1975				0,15													
<i>Hemicytherura defiorei</i> Ruggieri, 1953				0,3	0,13												
<i>Hemicytherura videns</i> (G. W. Müller, 1894)					0,13										2,33		
<i>Heterocythereis voraginosa</i> Athersuch, 1979					0,27					1,7							
<i>Leptocythere bacescoi</i> (Rome, 1942)					0,27	0,22	0,99										0,67
<i>Leptocythere crepidula</i> Ruggieri, 1950			1,404	4,36	1,89	2,69	0,99		6,51	4,26	2,82	4,2	3,78		2,33		2,01
<i>Leptocythere levis</i> (G.W. Müller, 1894)		0,48		0,6	0,54	0,45	0,99	1,37	0,47	0,43	2,11		1				0,22

<i>Leptocythere macella</i> Ruggieri, 1975	0,48	0,702	2,56	4,58	2,47	6,93	2,74	4,19	3,83	4,93	7,56	3,98	14,8	4,65	3,92	3,35
<i>Leptocythere ramosa</i> (Rome, 1942)																0,45
<i>Loxocauda decipiens</i> (G.W. Müller, 1894)												0,2				
<i>Loxoconcha affinis</i> (Brady, 1866)	1,92		1,5		1,57	1,98						0,4	3,7			1,56
<i>Loxoconcha elliptica</i> Brady, 1868				1,75	1,12			1,86	2,13	2,11	1,68	1,79	3,7		5,88	
<i>Loxoconcha</i> aff. <i>L. elliptica</i> Brady, 1868	0,48		0,45													
<i>Loxoconcha ovulata</i> (O.G. Costa, 1853)		5,263	1,65	2,16	0,9			1,86	1,7	2,82	2,52	0,8			3,92	0,89
<i>Microcytherura angulosa</i> (Seguenza, 1880)				0,13												
<i>Microxestoleberis nana</i> G.W. Müller, 1894									0,43							
<i>Neocytherideis muelleri</i> (Kruit, 1955)	0,96	0,351	3,61	3,77	6,5	5,94	2,74	6,05	2,55	3,52	1,68	3,19	11,1		4,9	3,35
<i>Neonesidea corpulenta</i> (G.W. Müller, 1894)			0,6	0,54								0,2				0,45
<i>Neonesidea</i> cf. <i>N. longevaginata</i> (G.W. Müller, 1894)												0,2				
<i>Neonesidea minor</i> (G.W. Müller, 1894)								0,47	0,43		1,68					0,45
<i>Palmoconcha turbida</i> (G.W. Müller, 1912)	6,73	4,912	12,5	11,1	11	11,9	8,22	9,3	5,96	9,15	2,52	9,16	7,41	6,98	6,86	10,3
<i>Paracytheridea triquetra</i> (Reuss, 1850)					0,22											
<i>Paracytherois agigensis</i> Caraion, 1963				0,13					0,43							
<i>Paracytherois rara</i> G.W. Müller, 1894			0,15													
<i>Paradoxostoma angustum</i> G.W. Müller, 1894				0,4												
<i>Paradoxostoma breve</i> G.W. Müller, 1894			0,15													
<i>Paradoxostoma incongruens</i> G.W. Müller, 1894				0,27												
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. variabile</i> (Baird, 1835)	0,48	0,351	0,15	0,27				0,47								
<i>Pontocypris</i> aff. <i>P. acuminata</i> (G.W. Müller, 1894)												0,2				
<i>Pontocypris</i> cf. <i>declivis</i> G.W. Müller, 1894												0,2				
<i>Pontocypris dispar</i> G.W. Müller, 1894			0,15												0,98	
<i>Pontocypris</i> aff. <i>P. serrata</i> (G.W. Müller, 1894)																0,22
<i>Pontocythere turbida</i> (G. W. Müller, 1894)	52,88	54,04	27,7	24	35,7	37,6	34,2	32,1	25,5	29,6	27,7	23,7	29,6	30,2	27,5	17
<i>Procytherideis subspiralis</i> (Brady, Crosskey & Robertson, 1874)	1,44		1,8	1,62	0,45		1,37									0,22
<i>Propontocypris subfusca</i> (G.W. Müller, 1894)			0,15	0,27												

<i>Pseudopsammocythere reniformis</i> (Brady, 1868)										0,43			0,2				
<i>Sagmatocythere littoralis</i> (G.W. Müller, 1894)			0,15														
<i>Sahnicythere retroflexa</i> (Klie, 1936)			0,3	0,94	0,9				2,33				0,4				
<i>Sclerochilus gewemuelleri</i> Dubowsky, 1939												0,84					
<i>Semicytherura acuticostata</i> (G.O. Sars, 1866)						0,99						0,84					
<i>Semicytherura alifera</i> Ruggieri, 1959									0,47								0,22
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. diafora</i> Barbeito-Gonzalez, 1971																0,98	
<i>Semicytherura incongruens</i> (G. W. Müller, 1894)	5,29	4,561	12,3	14,2	6,28	4,95	16,4	6,51	13,6	9,86	21	24,3	11,1	16,3	14,7	40,8	
<i>Semicytherura inversa</i> (Seguenza, 1880)					0,22						0,84						
<i>Semicytherura rarecostata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976			0,3	0,54				0,47									
<i>Semicytherura sulcata</i> (G.W. Müller, 1894)	6,25	7,368	10,8	11,6	12,8	10,9	19,2	10,2	20,4	9,86	19,3	10,2	7,41	30,2	12,7	8,26	
<i>Tenedocythere prava</i> (Baird, 1850)					0,67							0,4					
<i>Triebelina raripila</i> (G.W. Müller, 1894)			0,45	0,13													
<i>Urocythereis exedata</i> Uliczny, 1969			0,15	0,27													
<i>Urocythereis margaritifera</i> (G. W. Müller, 1894)	0,96	0,351	0,3	0,81	0,22			0,47	1,7	4,93	0,84	1			1,96		
<i>Urocythereis schulzi</i> (Hartmann, 1958)	3,85	1,754	0,15	0,13	0,45	0,99											
<i>Xestoleberis communis</i> G. W. Müller, 1894	0,48	2,105	2,71	2,96	1,79		4,11	3,26	4,68	3,52	4,2	1,79	3,7		2,94	1,34	
<i>Xestoleberis dispar</i> G.W. Müller, 1894	0,96			1,89	0,67												
<i>Xestoleberis fuscomaculata</i> G.W. Müller, 1894		1,404	1,8														
<i>Xestoleberis</i> aff. <i>X. fuscomaculata</i> G.W. Müller, 1894												0,4	3,7		0,98		
<i>Xestoleberis plana</i> G.W. Müller, 1894								0,47				0,2					0,45

Tab. App. 2.6 - Abbondanza relativa delle specie di ostracodi (NV) per i 16 campioni di Torregaveta-Cuma.

Specie	Campioni	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11
	Batimetria (m)	5	5,5	3	2,5	3	8	9	9,5	16	13	18
	Distanza dalla costa in (m)	-	-	220	198	210	430	530	621	390	800	1500
<i>Adelosina longirostra</i> (d'Orbigny, 1826)												
										0,53		
<i>Ammonia beccarii</i> (Linnaeus, 1758)												
		1,09				2,77	0,77		0,74	3,16		0,23
<i>Ammonia parkinsoniana</i> (d'Orbigny, 1839)												
		31,8	36,2	48,7	54,6	60,62	59,27	12,8	24,9	18,8	0,7	3,42
<i>Ammonia tepida</i> (Cushman, 1926)												
		14,7	14,6	9,75	11,1	5,54	11,58	16	11,6	24,6	84	73,6
<i>Ammonia</i> sp. 1												
				0,36								
<i>Ammoscalaria pseudospiralis</i> (Brady, 1884)												
		0,27										0,46
<i>Astrononion stelligerum</i> (d'Orbigny, 1839)												
				0,36					0,25			
<i>Aubignyna perlucida</i> (Heron-Allen & Earland, 1913)												
			0,26					0,32				
<i>Bolivina catanensis</i> Seguenza, 1862												
								0,32				
<i>Bolivina</i> sp.												
					0,36							
<i>Brizalina striatula</i> (Cushman, 1922)												
					0,36							
<i>Buccella granulata</i> (Di Napoli Alliata, 1952)												
		0,54	0,78	3,25	2,14	2,77	2,51		0,25	0,18		
<i>Bulimina</i> sp.												
							0,19					
<i>Cassidulina carinata</i> Silvestri, 1896												
									0,25			
<i>Cassidulina crassa</i> d'Orbigny, 1839												
								0,32				
<i>Cibicides variabilis</i> (d'Orbigny, 1826)												
		0,27	0,78							0,18		
<i>Criboelphidium cuvillieri</i> (Lévy, 1966)												
		3,8	1,82	2,89	2,14	1,85	2,12	1,92	5,42	2,11	0,7	0,46
<i>Cycloforina contorta</i> (d'Orbigny, 1846)												
			0,52	0,72	0,36		0,39	0,32	1,23	0,88		0,23
<i>Eggerella scabra</i> (Williamson, 1858)												
								0,32	0,25	0,18	0,12	3,42
<i>Elphidium aculeatum</i> (d'Orbigny, 1846)												
		6,25	5,47	4,69	3,57	2,46	1,93	3,51	9,61	4,04	0,7	0,46
<i>Elphidium articulatum</i> (d'Orbigny, 1839)												
		1,63		0,36	0,71	0,31		1,6	0,74	2,28	0,23	
<i>Elphidium complanatum</i> (d'Orbigny, 1906)												
			1,3	4,33			1,54	5,11		3,68		0,46
<i>Elphidium crispum</i> (Linnaeus, 1758)												
			1,04		0,36					11,2		

<i>Elphidium excavatum</i> (Terquem, 1875)	0,82	1,04	0,36	0,36	0,31	0,39	0,96	0,49	2,28	4,57	2,28
<i>Elphidium granosum</i> (d'Orbigny, 1846)	2,45	2,6	4,33	2,5	2,77	2,12	1,28	3,69	1,75		6,61
<i>Elphidium macellum</i> (Fichtel & Moll, 1798)	4,89	2,08		0,36	2,77			0,49	0,7		0,46
<i>Elphidium maioricense</i> Colom, 1942	6,52	6,77	4,33	2,5	2,77	3,09	10,5	12,6	3,33	0,47	
<i>Elphidium margaritaceum</i> (Cushman, 1930)				0,36				0,74		0,23	
<i>Elphidium pauciloculum</i> (Cushman, 1944)	1,09						2,56	0,74	0,53		0,46
<i>Elphidium pulvereum</i> Todd, 1958	11,4	6,77	1,44	4,29	2,46	2,12	18,2	10,6	6,84	2,22	2,73
<i>Elphidium punctatum</i> (Terquem, 1878)	2,72	3,91	1,44	2,14	4,92	6,18	3,19	2,46	4,39	0,47	0,91
<i>Elphidium</i> sp.									0,53		
<i>Glabratella erecta</i> (Sidebottom, 1908)									0,18		
<i>Haynesina depressula</i> (Walker & Jacob, 1798)		1,56		0,36	0,31	0,39	3,83	0,74	2,63	1,41	2,51
<i>Lenticulina</i> sp.		0,26									
<i>Lobatula lobatula</i> (Walker & Jacob, 1798)			0,36	0,36	0,92	0,19					
<i>Massilina secans</i> (d'Orbigny, 1826)	0,54	1,82	1,08	0,36	0,62		0,96	0,49	0,35		
Miliolidae	1,09	1,04	2,17	1,43		1,35	1,28			0,35	0,23
<i>Miliolinella subrotunda</i> (Montagu, 1803)	1,36					0,39	1,28	0,49	0,7	0,23	
<i>Miliolinella</i> sp. 1							0,32				
<i>Quinqueloculina boscianad</i> 'Orbigny, 1839		0,52			0,31		0,64	0,49	0,35		
<i>Quinqueloculina bradyana</i> Cushman, 1917	0,27	1,04	0,36	1,07		0,39		0,99			
<i>Quinqueloculina jugosa</i> Cushman, 1944	0,27	0,78		0,36		0,39	0,96	1,48	0,88	0,12	
<i>Quinqueloculina laevigata</i> d'Orbigny, 1839	1,09	0,26	1,44				0,64	0,49			
<i>Quinqueloculina lata</i> Terquem, 1876	1,36	2,86	1,44	0,71		0,39	5,75	1,97		2,93	0,46
<i>Quinqueloculina pygmaea</i> Reuss, 1850						0,19		1,23		0,23	
<i>Quinqueloculina seminulum</i> (Linnaeus, 1758)	1,09	1,04	1,08	1,07	1,23	0,97	0,64	0,49	1,05		
<i>Quinqueloculina stalker</i> i Loeblick & Tappan, 1953							1,28				
<i>Quinqueloculina stelligera</i> Schlumberger, 1893					0,31	0,19	0,32				
<i>Quinqueloculina viennensis</i> Le Calvez & Le Calvez, 1958	0,54	0,78	1,08		0,62	0,39		0,99			

<i>Rosalina bradyi</i> (Cushman, 1915)			1,08	0,71	0,62		0,32	0,25	0,18		
<i>Rosalina floridana</i> (Cushman, 1922)	0,27	0,26		0,36	0,92	0,19		0,49	0,35	0,12	
<i>Rosalina globularis</i> d'Orbigny, 1826			0,72	0,71	0,92			0,74		0,12	
<i>Rosalina macropora</i> (Hofker, 1951)	0,54	0,78	0,36	1,43	0,31	0,19		0,49	0,18	0,12	
<i>Rosalina obtusa</i> d'Orbigny, 1846							0,64		0,53		
<i>Sigmoilina costata</i> Schlumberger, 1893	0,54	0,78	0,72	0,71			0,32	0,25	0,35		
<i>Siphonaperta aspera</i> (d'Orbigny, 1826)	0,27	0,26		1,43	0,62						
<i>Siphonaperta osinclinatum</i> (Le Calvez & Le Calvez, 1958)						0,19			0,18		
<i>Spirillina vivipara</i> Ehrenberg, 1843											0,46
<i>Spiroloculina ornata</i> d'Orbigny, 1839				0,36			0,32	0,25			
<i>Tretomphalus concinnus</i> (Brady, 1884)			0,72	0,36			0,64	0,49			
<i>Triloculina planciana</i> d'Orbigny, 1839							0,32				
<i>Triloculina plicata</i> Terquem, 1878	0,27										
<i>Trisegmentina compressa</i> Wiesner, 1923								0,25			
<i>Trochammina inflata</i> (Montagu, 1808)	0,27						0,32				
<i>Valvulineria</i> sp.											0,23

Tab. App. 2.7 – Abbondanza relativa delle specie di foraminiferi bentonici per gli 11 campioni di Silivri.

Specie	Campioni	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11
	Batimetria (m)	5	5,5	3	2,5	3	8	9	9,5	16	13	18
	Distanza dalla costa in (m)	-	-	220	198	210	430	530	621	390	800	1500
<i>Aglaioocypris complanata</i> (Brady & Robertson, 1869)		0,59						0,47	0,38	0,43	0,55	1,39
<i>Aglaioocypris rara</i> (G.W. Müller, 1894)								0,47				
<i>Aurila arborescens</i> (Brady, 1865)		2,37	3,11	2,78	5,8	4,04	4,44	1,42	4,55	2,98	0,55	0,69
<i>Callistocythere abjecta</i> Schornikov, 1966		0,59	1,55	0,69					2,27	1,28	2,19	
<i>Callistocythere adriatica</i> Masoli, 1968			0,52	0,69	0,72		1,48	1,9		0,85	1,64	0,69
<i>Callistocythere littoralis</i> (G.W. Müller, 1894)		4,73	1,55	0,69	1,45	2,02	0,74	1,42	1,52	0,43		
<i>Callistocythere intritacoides</i> (Ruggieri, 1953)			1,04	2,78	0,72	1,01			0,76	0,85		
<i>Callistocythere rastrifera</i> (Ruggieri, 1953)		0,59	0,52		1,45		0,74	2,37	0,38		0,55	
<i>Carinocythereis carinata</i> (Roemer, 1838)		0,59	0,52			1,01		0,47	0,38	0,43	4,92	27,8
<i>Cistacythereis rubra</i> (G.W. Müller, 1894)		0,59	0,52	0,69	0,72		1,48	0,47	0,38	0,43	0,55	4,86
<i>Cyprideis torosa</i> (Jones, 1850)		4,73	4,66	1,39	4,35	2,02	5,93	2,84	3,41	2,98	0,55	0,69
<i>Cytherois niger</i> Schornikov, 1965								0,47			0,55	0,69
<i>Cytherois succinoides</i> Dubowsky, 1939					0,72			1,42				
<i>Cytherois uffenordei</i> Ruggieri, 1974								4,27	0,38	2,13	33,3	10,4
<i>Cytheroma variabilis</i> G.W. Müller, 1894		0,59	0,52					1,9	0,76	2,13	7,1	9,03
<i>Elofsonia</i> aff. <i>E. pusilla</i> (Brady & Robertson, 1870)		0,59	1,04	0,69				0,47	0,76	0,43	0,55	
<i>Eucytherura mistrettai</i> Sissingh, 1972								0,47	0,38		0,55	2,08
<i>Hemicytherura videns</i> (G. W. Müller, 1894)		3,55	0,52	0,69	0,72			6,16	1,89	4,26	3,83	4,17
<i>Heterocythereis reticulata</i> Schornikov, 1969		1,18	2,07	1,39	1,45	1,01	1,48	0,47	0,38			
<i>Leptocythere lagunae</i> Hartmann, 1958			0,52					0,47			0,55	0,69
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. levis</i> (G.W. Müller, 1894)		1,18	0,52	0,69		2,02		1,9		0,85	0,55	
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. devexa</i> Schornikov, 1966			0,52			1,01		1,42		0,43	4,37	
<i>Leptocythere macella</i> Ruggieri, 1975								0,47			0,55	
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. muellerfaebiformis</i> Puri, 1963		1,18			1,45			0,47	0,76			4,86
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. multipunctata</i> (Seguenza, 1883)			0,52		0,72		0,74	0,47	1,52	0,43	2,73	2,08

<i>Loxocauda muelleri</i> Schornikov, 1969							0,47	0,38		0,55	
<i>Loxoconcha affinis</i> (Brady, 1866)	7,69	8,29	6,94	6,52	7,07	5,19	7,11	10,2	10,6	3,28	0,69
<i>Loxoconcha elliptica</i> Brady, 1868							0,47	0,38	0,43		
<i>Loxoconcha ovulata</i> (O.G. Costa, 1853)	2,96	2,07	2,78	4,35	6,06	3,7	1,42	3,03	2,55		
<i>Loxoconcha pontica</i> Klie, 1937									0,43		
<i>Loxoconcha rhomboidea</i> (Fischer, 1855)	5,92	6,22	2,78	0,72		5,93	8,53	9,85	6,38	3,28	1,39
<i>Loxoconcha stellifera</i> G.W. Müller, 1894	2,37		2,78	2,9	1,01	1,48	3,79	4,17	2,98	0,55	
<i>Microceratina pseudoanfibola</i> (Barbeito-Gonzalez, 1971)	0,59						0,47		0,43	0,55	1,39
<i>Microcythere</i> aff. <i>M. obliqua</i> G.W. Müller, 1894	0,59								0,43		
<i>Microcytherura fulva</i> (Brady & Robertson, 1874)		0,52	0,69			1,48	1,42		0,85		0,69
<i>Microcytherura nigrescens</i> G.W. Müller, 1894	0,59						1,42		0,43		0,69
<i>Palmoconcha subrugosa</i> (Ruggieri, 1967)									0,43		0,69
<i>Paracytheridea depressa</i> G. W. Müller 1894	2,96	1,04	0,69	2,17	2,02	2,22	0,47	5,3	1,28		
<i>Paracytheridea pachina</i> Barbeito-Gonzalez, 1971		0,52		0,72		0,74	0,95		0,85		
<i>Paracytheridea paulii</i> Dubowsky, 1939	0,59						0,95	0,76			
<i>Paracytheridea triquetra</i> (Reuss, 1850)	7,10	3,11	4,86	1,45	6,06	4,44	0,95	2,65	2,13	1,09	0,69
<i>Paracytherois agigensis</i> Caraion, 963							0,95		0,85	0,55	2,78
<i>Paracytherois rara</i> G.W. Müller, 1894										1,64	
<i>Paradoxostoma breve</i> G.W. Müller, 1894										0,55	
<i>Paradoxostoma fuscum</i> G.W. Müller, 1894						0,74					
<i>Paradoxostoma mediterraneum</i> G.W. Müller, 1894							0,47				
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. rarum</i> G.W. Müller, 1894								0,38			
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. rotundatum</i> G.W. Müller, 1894								0,38			
<i>Paradoxostoma triste</i> G.W. Müller, 1894	3,55		0,69					0,76		1,09	1,39
<i>Pontocypris serrata</i> (G.W. Müller, 1894)					1,01						
<i>Pontocythere turbida</i> (G. W. Müller, 1894)	10,06	19,2	14,6	17,4	19,2	15,6	8,06	7,2	6,81	2,73	0,69
<i>Propontocypris pirifera</i> (G.W. Müller, 1894)									0,43		
<i>Pseudocytherura pontica</i> Dubowsky, 1939	1,18	0,52	1,39	0,72		0,74	0,47	0,76	1,28	1,09	0,69

<i>Sagmatocythere ltoralis</i> (G.W. Müller, 1894)	0,59	1,04			1,01	0,74	1,9	3,03	1,7	3,28	2,08
<i>Sagmatocythere</i> aff. <i>S. versicolor</i> (G.W. Müller, 1894)	0,59									0,55	0,69
<i>Sclerochilus dubowskyi</i> Marinov, 1962								0,38			
<i>Sclerochilus gewemuelleri</i> Dubowsky, 1939	0,59		0,69				0,47		0,43	1,64	0,69
<i>Sclerochilus</i> aff. <i>S. truncatus</i> (Malcomson, 1886)									0,85	0,55	1,39
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. acuta</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976	0,59		2,08	0,72	2,02	1,48		1,14	0,85		
<i>Semicytherura acuticostata</i> (G.O. Sars, 1866)	0,59						0,47		0,43	0,55	
<i>Semicytherura omorfa</i> Barbeito-Gonzalez, 1971	1,77	0,52		1,45		0,74	1,42	1,52	1,7		0,69
<i>Semicytherura incongruens</i> (G. W. Müller, 1894)	2,96	6,22	9,72	7,25	8,08	6,67	0,95	5,3	6,81	0,55	0,69
<i>Semicytherura velata</i> Ciampo, 1986	7,69	9,33	16,7	13	9,09	8,89	2,37	6,82	2,98	0,55	0,69
<i>Semicytherura megala</i> Barbeito-Gonzalez, 1971	0,59	2,07					0,47		0,43	0,55	
<i>Semicytherura quadridentata</i> (Hartmann, 1953)							0,47				
<i>Semicytherura rarecostata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976	1,78	1,04	0,69				6,16	2,65	6,38	1,64	2,78
<i>Semicytherura simplex</i> (Brady & Norman, 1889)										1,09	0,69
<i>Semicytherura virgata</i> Schornikov, 1969	2,96	5,7	4,86	2,17	4,04	3,7	4,74	3,03	6,38	2,73	1,39
<i>Triebelina raripila</i> (G.W. Müller, 1894)	0,59					0,74	0,95				0,69
<i>Urocythereis margaritifera</i> (G. W. Müller, 1894)	3,55	7,77	11,8	15,2	16,2	14,8	0,95	4,92	3,83	0,55	0,69
<i>Xestoleberis acutipenis</i> Caraion, 1963	1,78	1,04			1,01	1,48	2,37	1,89	1,28	0,55	2,78
<i>Xestoleberis communis</i> G. W. Müller, 1894	0,59	1,55	1,39	1,45	1,01	0,74	1,9	0,76	1,28	0,55	0,69
<i>Xestoleberis decipiens</i> G.W. Müller, 1894	1,78	0,52					1,42	0,38		1,09	
<i>Xestoleberis dispar</i> G.W. Müller, 1894	1,78	1,55	0,69	1,45	1,01	0,74	1,9	1,14	3,4	0,55	0,69
<i>Xestoleberis parva</i> G.W. Müller, 1894									0,43		
<i>Xestoleberis plana</i> G.W. Müller, 1894											0,69

Tab. App. 2.8 – Abbondanza relativa delle specie di ostracodi (NI) per gli 11 campioni di Silivri.

Specie	Campioni	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11
	Batimetria (m)	5	5,5	3	2,5	3	8	9	9,5	16	13	18
	Distanza dalla costa in (m)	-	-	220	198	210	430	530	621	390	800	1500
<i>Aglaioocypris complanata</i> (Brady & Robertson, 1869)		0,19						0,22	0,3	0,13	0,1	0,42
<i>Aglaioocypris rara</i> (G.W. Müller, 1894)								0,34				
<i>Aurila arborescens</i> (Brady, 1865)		8,56	6,14	7,26	7,1	5,05	6,72	2,81	5,86	5,04	0,69	0,42
<i>Callistocythere abjecta</i> Schornikov, 1966		0,76	0,77	0,23					1,01	0,88	0,59	
<i>Callistocythere adriatica</i> Masoli, 1968			0,19	0,7	0,32		1,61	1,01		1,26	1,08	1,18
<i>Callistocythere littoralis</i> (G.W. Müller, 1894)		3,8	1,15	0,7	1,29	1,01	0,54	0,67	1,72	0,25		
<i>Callistocythere intritacoides</i> (Ruggieri, 1953)			0,38	0,94	0,65	1,01			0,2	0,38		
<i>Callistocythere rastrifera</i> (Ruggieri, 1953)		0,38	0,19		0,97		0,27	1,12	0,1		0,1	
<i>Carinocythereis carinata</i> (Roemer, 1838)		0,19	0,19			1,01		1,01	0,1	1,26	14,1	52,6
<i>Cistacythereis rubra</i> (G.W. Müller, 1894)		0,19	0,19	0,47	0,32		0,54	0,11	0,1	0,63	0,2	1,6
<i>Cytherois niger</i> Schornikov, 1965								0,22			0,1	0,14
<i>Cytherois succinoides</i> Dubowsky, 1939					0,32			0,34				
<i>Cytherois uffenordei</i> Ruggieri, 1974								1,8	0,3	1,39	14,2	4,73
<i>Cytheroma variabilis</i> G.W. Müller, 1894		0,19	0,38					0,79	0,3	1,39	3,24	2,92
<i>Cyprideis torosa</i> (Jones, 1850)		13,9	16,3	11,5	13,9	11,6	12,4	13,6	16,8	12,7	4,61	0,56
<i>Elofsonia</i> aff. <i>E. pusilla</i> (Brady & Robertson, 1870)		0,38	0,38	0,23				0,22	0,3	0,13	0,1	
<i>Eucytherura mistrettai</i> Sissingh, 1972								0,11	0,1		0,1	0,35
<i>Hemicytherura videns</i> (G. W. Müller, 1894)		2,09	0,19	0,23	0,32			3,25	1,21	1,89	2,45	1,53
<i>Heterocythereis reticulata</i> Schornikov, 1969		0,38	0,96	0,7	1,29	1,52	1,08	0,11	0,3			
<i>Leptocythere lagunae</i> Hartmann, 1958			0,38					0,34			0,1	0,28
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. levis</i> (G.W. Müller, 1894)		0,57	0,58	0,23		2,02		0,9		0,38	0,1	
<i>Leptocythere macella</i> Ruggieri, 1975								0,11			0,1	
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. muellerfaebiformis</i> Puri, 1963		0,38			1,29			0,34	0,3			2,99
<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. devexa</i> Schornikov, 1966			0,58			1,01		1,68		0,38	3,43	

<i>Leptocythere</i> aff. <i>L. multipunctata</i> (Seguenza, 1883)		0,19		0,65		1,08	0,34	1,52	0,25	1,28	7,02
<i>Loxocauda muelleri</i> Schornikov, 1969							0,11	0,1		0,29	
<i>Loxoconcha affinis</i> (Brady, 1866)	9,13	7,49	6,32	5,81	8,08	10,5	14,9	13,8	11,3	17	5
<i>Loxoconcha elliptica</i> Brady, 1868							0,22	0,1	0,38		
<i>Loxoconcha ovulata</i> (O.G. Costa, 1853)	3,42	2,88	3,98	4,19	3,54	3,23	1,35	1,92	3,03		
<i>Loxoconcha pontica</i> Klie, 1937									0,13		
<i>Loxoconcha rhomboidea</i> (Fischer, 1855)	7,41	7,29	2,81	0,65		5,65	12,1	11,3	4,92	12,8	7,3
<i>Loxoconcha stellifera</i> G.W. Müller, 1894	1,14		3,51	2,58	1,52	0,81	2,24	2,43	1,77	0,39	
<i>Microcythere</i> aff. <i>M. obliqua</i> G.W. Müller, 1894	0,19								0,13		
<i>Microcytherura fulva</i> (Brady & Robertson, 1874)		0,19	0,23			0,81	0,56		0,38		0,07
<i>Microcytherura nigrescens</i> G.W. Müller, 1894	0,38						0,45		0,25		0,07
<i>Microceratina pseudoanfibola</i> (Barbeito-Gonzalez, 1971)	0,19						0,11		0,13	0,2	0,35
<i>Palmoconcha subrugosa</i> (Ruggieri, 1967)									0,5		0,83
<i>Paracytheridea depressa</i> G. W. Müller 1894	1,33	0,38	0,47	1,61	1,52	1,08	0,34	3,13	1,39		
<i>Paracytheridea pachina</i> Barbeito-Gonzalez, 1971		0,19		0,65		0,81	0,22		0,63		
<i>Paracytheridea paulii</i> Dubowsky, 1939	0,57						0,79	0,51			
<i>Paracytheridea triquetra</i> (Reuss, 1850)	4,56	1,92	2,81	1,94	6,06	3,49	0,9	2,02	2,52	0,39	0,07
<i>Paracytherois agigensis</i> Caraion, 1963							0,45		0,25	0,1	0,56
<i>Paracytherois rara</i> G.W. Müller, 1894										0,49	
<i>Paradoxostoma breve</i> G.W. Müller, 1894										0,2	
<i>Paradoxostoma fuscum</i> G.W. Müller, 1894						0,27					
<i>Paradoxostoma mediterraneum</i> G.W. Müller, 1894							0,11				
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. rarum</i> G.W. Müller, 1894								0,1			
<i>Paradoxostoma</i> aff. <i>P. rotundatum</i> G.W. Müller, 1894								0,1			
<i>Paradoxostoma triste</i> G.W. Müller, 1894	2,28		0,47					0,3		0,49	0,14
<i>Pontocypris serrata</i> (G.W. Müller, 1894)					0,51						
<i>Pontocythere turbida</i> (G. W. Müller, 1894)	11	16,5	17,8	15,8	18,2	14,5	9,65	8,19	9,71	3,34	0,56

<i>Propontocypris pirifera</i> (G.W. Müller, 1894)									0,38		
<i>Pseudocytherura pontica</i> Dubowsky, 1939	1,33	0,58	1,17	0,65		0,27	0,56	0,51	1,26	0,29	0,14
<i>Sagmatocythere ltoralis</i> (G.W. Müller, 1894)	0,76	0,38			0,51	0,27	1,01	1,82	0,88	0,98	0,69
<i>Sagmatocythere</i> aff. <i>S. versicolor</i> (G.W. Müller, 1894)	0,19									0,2	0,14
<i>Sclerochilus dubowskyi</i> Marinov, 1962								0,1			
<i>Sclerochilus gewemuelleri</i> Dubowsky, 1939	0,38		0,23				0,22		0,13	0,59	0,07
<i>Sclerochilus</i> aff. <i>S. truncatus</i> (Malcomson, 1886)									0,38	0,1	0,14
<i>Semicytherura acuticostata</i> (G.O. Sars, 1866)	0,38						0,34		0,63	0,1	
<i>Semicytherura</i> aff. <i>S. acuta</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976	0,38		1,17	0,32	1,01	0,54		1,21	1,77		
<i>Semicytherura omorfa</i> Barbeito-Gonzalez, 1971	0,57	0,19		0,65		0,27	0,45	0,4	0,88		0,14
<i>Semicytherura incongruens</i> (G. W. Müller, 1894)	1,9	4,61	5,62	6,13	6,57	5,65	0,22	2,93	3,53	0,29	0,07
<i>Semicytherura velata</i> Ciampo, 1986	4,56	7,1	10,1	12,9	8,08	6,72	3,25	4,04	3,66	1,77	0,83
<i>Semicytherura megala</i> Barbeito-Gonzalez, 1971	0,38	1,34					0,22		0,13	0,29	
<i>Semicytherura quadridentata</i> (Hartmann, 1953)							0,22				
<i>Semicytherura rarecostata</i> Bonaduce, Ciampo & Masoli, 1976	0,76	0,96	0,7				4,04	2,02	4,92	1,67	0,63
<i>Semicytherura simplex</i> (Brady & Norman, 1889)										0,29	0,07
<i>Semicytherura virgata</i> Schornikov, 1969	2,66	3,84	3,28	0,97	2,53	5,65	4,71	2,73	4,41	8,05	2,57
<i>Triebelina raripila</i> (G.W. Müller, 1894)	0,19					0,27	0,22				0,21
<i>Urocythereis margaritifera</i> (G. W. Müller, 1894)	4,37	11,1	13,6	13,5	16,2	11	3,03	5,06	4,67	0,29	0,21
<i>Xestoleberis acutipenis</i> Caraion, 1963	2,28	0,77			0,51	2,15	2,24	1,52	2,02	0,98	1,04
<i>Xestoleberis communis</i> G. W. Müller, 1894	0,19	1,34	2,34	1,61	0,51	0,54	1,57	1,31	1,64	1,18	0,76
<i>Xestoleberis decipiens</i> G.W. Müller, 1894	0,76	0,19					0,56	0,81		0,29	
<i>Xestoleberis dispar</i> G.W. Müller, 1894	4,37	1,54	0,23	1,61	0,51	1,34	1,12	1,01	2,77	0,29	0,49
<i>Xestoleberis parva</i> G.W. Müller, 1894									0,13		
<i>Xestoleberis plana</i> G.W. Müller, 1894											0,14

Tab. App. 2.9 – Abbondanza relativa delle specie di ostracodi (NV) per gli 11 campioni di Silivri.

Ringraziamenti

In conclusione di questo lavoro di tesi non posso fare a meno di ringraziare tutti coloro che con consigli, commenti, critiche costruttive e incoraggiamenti mi hanno accompagnato e aiutato in questi tre anni.

Innanzitutto sono estremamente grata alla Prof. ssa Diana Barra per i preziosi insegnamenti, la costante disponibilità e soprattutto per avermi trasmesso conoscenza e allo stesso tempo passione per questa disciplina.

Un ringraziamento sentito al Dr. Giuseppe Aiello per gli innumerevoli consigli, i fruttuosi confronti e per l'aiuto indispensabile nel districarmi in un campo ostico come la sistematica.

Ringrazio vivamente il Prof. Marco Guida del Dipartimento di Biologia dell'Università degli Studi di Napoli Federico II e tutti i collaboratori dell'Osservatorio Ecotossicologico Federiciano - Sezione di Igiene per l'aiuto nello svolgimento delle analisi ecotossicologiche, in particolar modo la Dot. ssa Tonia Siciliano per l'estrema gentilezza e disponibilità. Ringrazio il Prof. Marco Trifuoggi del Dipartimento di Scienze Chimiche dell'Università degli Studi di Napoli Federico II e la Dot. ssa Maria Toscanesi per l'esecuzione delle analisi chimiche, per il tempo dedicato a dirimere i miei dubbi e i suggerimenti.

Desidero ringraziare particolarmente la Prof.ssa Süreyya Meriç Pagano del Dipartimento di Ingegneria Ambientale della Namik Kemal University (Corlu-Tekirdag) sia per l'ospitalità, che per l'esperienza e le preziose indicazioni fornite in ogni fase del lavoro svolto nella Baia di Silivri.

Un ringraziamento al Prof. Maurizio Fedi, coordinatore del dottorato, per l'estrema gentilezza e alla Dot. ssa Ilaria Mazzini per la disponibilità, l'attenta lettura del manoscritto e gli utili e costruttivi consigli dispensati.

Ringrazio il Dr. Salvatore De Bonis per l'aiuto nella fase di campionamento delle aree campane, il Dr. Francesco Carotenuto per gli utili consigli (statisticamente significativi) e tutti gli amici e "colleghi" dottorandi con il quale ho condiviso dubbi, riflessioni, chiacchierate e caffè nelle ore di svago durante questo percorso impegnativo e gratificante.

Bibliografia

Adriano, D. C., 1986. Trace Elements in the Terrestrial Environment. Springer, New York, 533 pp.

Aiello, G., Barra, D., 2010. Crustacea, Ostracoda. Biol. Mar. Mediterr., 17 (1): 401-419.

Aiello, G., Barra, D., Coppa, M. G., Valente, A., Zeni, F., 2006. Recent infralittoral Foraminifera and Ostracoda from the Porto Cesareo Lagoon (Ionian Sea, Mediterranean). Boll. Soc. Paleont. Ital., 45 (1): 1-14.

Aksu, A., Balkis, N., Taskin, Ö. S., Ersan, M. S., 2011. Toxic metal (Pb, Cd, As and Hg) and organochlorine residue levels in hake (*Merluccius merluccius*) from the Marmara Sea, Turkey. Environ Monit Assess, 182: 509-521.

Albayrak, S., Balkis, H., Zenetos, A., Kurun, A., Kubanc, C., 2006. Ecological quality status of coastal benthic ecosystems in the Sea of Marmara. Marine Pollution Bulletin, 52: 790-799.

Alloway, B. J., 1990. Heavy metals in soils. John Wiley and Sons, Inc. New York, ISBN 0470215984.

Alvarez Zarikian, C. A., Blackwelder, P. L., Hood, T., Nelsen, T. A., Featherstone, C., 2000. Ostracods as indicators of natural and anthropogenically - induced changes in coastal marine environments. Proceedings of the 17th International Conference of the Coastal Society. Coasts at the Millennium, Portland, 896-905.

Alve, E., 1991. Benthic foraminifera reflecting heavy metal pollution in Sørkjord, Western Norway. Journal of Foraminiferal Research, 34: 1641-1652.

Alve, E., 1995. Benthic foraminifera response to estuarine pollution: a review. Journal of Foraminiferal Research, 25: 190-203.

Alve, E., Murray, J. W., 1995. Benthic foraminiferal distribution and abundance changes in Skagerrak surface sediments: 1937 (Hoglund) and 1992/1993 data compared. Marine Micropaleontology, 25 (4): 269-288.

APAT-IRSA-CNR, 2003. Metodi analitici per le acque. Manuali e Linee guida. 29/2003. Vol. Terzo. Metodo 8060.

APAT, Rapporti 71/2006. L'Ecotossicologia negli ambienti acquatici. Prima ricognizione dello stato dell'arte nelle Agenzie.

Armynot du Châtelet, E., Debenay, J. P., Soulard, R., 2004. Foraminiferal proxies for pollution monitoring in moderately polluted harbours. Environmental Pollution, 127: 27-40.

Armynot du Châtelet, E., Debenay, J-P., 2010. The anthropogenic impact on the western French coasts as revealed by foraminifera: A review. Revue de Micropaléontologie, 53 (3): 129-137.

Armynot du Châtelet, E., Gebhardt, K., Langer, M. R., 2011. Coastal pollution monitoring: Foraminifera as tracers of environmental perturbation in the port of Boulogne-sur-Mer (Northern France). N. Jb. Geol. Paläont. Abh., 262: 91-116.

Balkıs, N., 2003. The effect of Marmara (Izmit) Earthquake on the chemical oceanography on Izmit Bay, Turkey. *Marine Pollution Bulletin*, 46: 865-878.

Bandy, O. L., 1964. Cenozoic planktonic foraminiferal zonation. *Micropaleontology*, 10 (1): 1-17.

Banerji, R. K., (1992). Heavy metals and Benthic Foraminiferal Distribution along Bombay Coast, India. In: *Studies in Benthic Foraminifera*, Eds. Takayanagi Y. and Satio T. (Tokai University Press, Tokyo): 151-157.

Barbeito-Gonzalez, P. J., 1971. Die Ostracoden des Küstenbereiches von Naxos (Griechenland) und ihre Lebensbereiche. In: *Mitteilungen aus dem hamburgischen zoologischen Museum und Institut*, 67: 255-326, 47 pls.

Barras, C., Jorissen, F., J., Labrune, C., Andral, B., Boissery, P., 2014. Live benthic foraminiferal faunas from the French Mediterranean Coast: Towards a new biotic index of environmental quality. *Ecological Indicators*, 36: 719-743, ISSN 1470-160X, <http://dx.doi.org/10.1016/j.ecolind.2013.09.028>.

Beiras, R., Bellas, J., Fernandez, N., Lorenzo, J. I., Cobelo-Garcia, A., 2003. Assessment of coastal marine pollution in Galicia (NW Iberian Peninsula); metal concentrations in seawater, sediments and mussels (*Mytilus galloprovincialis*) versus embryolarval bioassays using *Paracentrotus lividus* and *Ciona intestinalis*. *Mar. Environ. Res.*, 56: 531-53.

Bergamin, L., Romano, E., Gabellini, M., Ausili, A., Carboni, M.G , 2003. Chemical-physical and ecological characterisation in the environmental project of a polluted coastal area: the Bagnoli case study Mediterranean. *Marine Science*, 4/2: 05-20.

Bergamin, L., Romano, E., Magno, M. C., Ausili, A., Gabellini, M., 2005. Pollution monitoring of Bagnoli Bay (Tyrrhenian Sea, Naples, Italy), a sedimentological, chemical and ecological approach. *Aquatic Ecosystem Health & Management*, 8 (3): 293-302.

Bergamin, L., Romano, E., Finoia, M.G., Bianchi, J., Colasanti, A., Ausili, A., 2009. Benthic foraminifera from the coastal zone of Baia (Naples Italy): assemblage distribution and modification as tools for environmental characterisation. In: Romano, E., Bergamin, L. (Eds.), *Foraminifera and marine pollution*. *Marine Pollution Bulletin*, 59: 234-44.

Bergin, F., Kucuksezgin, F., Uluturhan, E., Barut, I.F., Meric, E., Avsar N., Nazik A., 2006. The response of benthic foraminifera and ostracoda to heavy metal pollution in Gulf of Izmir (Eastern Aegean Sea). *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 66: 368-386.

Bernhard, J., SenGupta, B. K., 1999. Foraminifera of oxygen-depleted environments. In: *Modern Foraminifera*, edited by Sen Gupta, B. K., (Ed.), Kluwer Acad., Dordrecht, Netherlands, pp. 201-216.

Besiktepe, S., Sur, H.I., Özsoy, E., Latif, M. A., Oguz, T., Ünlüata, Ü., 1994. The circulation and hydrography of the Sea of Marmara. *Progress in Oceanography*, 34: 285-334.

Bhalla, S. N., Nigam, R., 1986. Recent foraminifera from polluted marine environment of Velsao Beach, South Goa, India. *Revue Paleobiologia*, 5: 43-46.

- Blanc-Vernet, L., 1969. Contribution à l'étude des Foraminifères de Méditerranée. Thèse de Doctorat. Travaux de la Station Marine d'Endoume, (64-48): 281 pp., 17pls.
- Bloundi, M. K., Duplay, J., Quaranta, G., 2009. Heavy metal contamination of coastal lagoon sediments by anthropogenic activities: the case of Nador (East Morocco). *Environ. Geol.*, 56: 833-843.
- Bodergat, A. M., 1978. L'intensité lumineuse, son influence sur la teneur en phosphore des carapaces d'ostracodes. *Geobios*, 11: 715-735.
- Bodergat, A. M., 1983. Les ostracodes, témoins de leur environnement. Approche chimique et écologie en milieu lagunaire et océanique. *Doc. Lab. Geol. Fac. Sci. Lyon*, 88: 1-246.
- Bodergat, A. M., Ikeya, N., 1988. Distribution of Recent Ostracoda in Ise and Mikawa Bays, Pacific Coast of Central Japan. In: Hanai, T., Ikeya, N., Ishizaki, K. (Eds.). *Evolutionary biology of Ostracoda, its fundamental and applications. Proceedings of the Ninth International Symposium on Ostracoda, held in Shizouka, Japan, vol. 11. Developments in Palaeontology and Stratigraphy.* Kodansha, Tokyo and Elsevier, Tokyo, pp. 413-428.
- Bodergat, A. M., Ikeya, N., Irzi, Z., 1998. Domestic and industrial pollution: use of ostracods (Crustacea) as sentinels in the marine coastal environment. *J. Rech. Oceanogr.*, 23: 139-144.
- Bodergat, A. M., Rìo, M., Andreani, A. M., 1991. Composition chimique et ornementation de *Cyprideis torosa* (Crustacea: Ostracoda) dans le domaine paralique. *Oceanol., Acta*, 14: 505-514.
- Bodergat, A. M., Ishizaki, K., Oki, K., Rio, M., 2002. Currents, civilization, or volcanism? Ostracodes as sentinels in a patchy environment: Kagoshima Bay, Japan. *Micropaleontology*, 48: 285-299.
- Boltovskoy, E., 1964. Seasonal occurrences of some living foraminifera in Puerto Deseado (Patagonia, Argentina). *Journal du conseil international pour l'exploration de la mer*, 29: 136-45.
- Boltovskoy, E., Scott, D. B., Medioli, F. S., 1991. Morphological variations of benthic foraminiferal tests in response to changes in ecological parameters: a review. *Journal of Paleontology*, 65 (2): 175-185.
- Bonaduce, G., Ciampo, G., Masoli, M., 1976. Distribution of Ostracoda in the Adriatic Sea. *Pubblicazioni della Stazione Zoologica di Napoli*, 40, supplemento 1: 1-304.
- Bonaduce, G., Masoli, M., Pugliese, N., 1977. Ostracodi bentonici dell'alto Tirreno. *Studi Trentini di Scienze Naturali, Biologica*, 54: 243-261.
- Boomer, I., Attwood, F. V., 2007. Ostracods and organic pollution in a small urban catchment, NE England: *Journal of Micropalaeontology*, 26: 117-125.
- Boyd, J. T., Doll, R., Foulds, J.S., Leiper, J., 1970. Cancer of the lung in iron ore (haematite) miners. *Br. J. Industr. Med.*, 27: 97-103.

- Borgmann, U., Norwood, W. P., Dixon, D. G., 2008. Modelling Bioaccumulation and Toxicity of Metal Mixtures. *Human and Ecological Risk Assessment: An International Journal*, 14 (2): 266-289.
- Borja, A., Muxika, I., 2005. Guidelines for the use of AMBI in the assessment of the benthic ecological quality. *Marine Pollution Bulletin*, 50: 787-789.
- Brasier, M. D., 1980. *Microfossils*. George Allen and Unwin Ltd.
- Breman, E., 1976. The distribution of ostracodes in the bottom sediments of the Adriatic Sea. In: *Academisch Proefschrift*: 165 pp. Vrije Universiteit te Amsterdam.
- Brush, G. S., 1984. Patterns of recent sediment accumulation in Chesapeake Bay (Virginia-Maryland, U.S.A.) tributaries. *Chem. Geol.*, 44: 227-242.
- Buckley, D. E., Owens, E. H., Schafer, C. T., 1974. Canso Strait and Chedabucto Bay: a multidisciplinary study of the impact of man on the marine environment. *Geological Survey of Canada*, 74-30: 133-160.
- Bulder, A. S., Hoogenboom, L., Kan, C. A., van Raamsdonk, L., Traag, W., Bouwmeester, H., 2006. Initial Risk Assessment of Polycyclic Aromatic Hydrocarbons (PAHs) in Feed (material). Netherlands: Institute of Food Safety.
- Cadre, V. L., Debenay, J-P., 2006. Morphological and cytological responses of *Ammonia* (foraminifera) to copper contamination: Implication for the use of foraminifera as bioindicators of pollution. *Environmental Pollution*, 143: 304-317.
- Campbell, P. G. C, Tessier, A., 1989. Biological availability of metals in sediments: analytical approaches. *Proceedings of the International Conference on 'Heavy Metals in the Environment'*, Geneva: 516-525.
- Caraion, F. E., 1967. Familia Cytheridae (Ostracode marine și salmastricole). *Fauna Republicii Socialiste România, Crustacea (Ostracoda)*, 4 (10): 1-164.
- Carbonel, P., 1982. Les ostracodes, traceurs des variations dans des systemes de transition eaux douces-eaux saales. *Mem. Soc. Geol. Fr.*, 144: 17-128.
- Carbonel, P., Hamoudi, M., 1990. La variabilite morphologique chez *Lindisfarnia guttata*: un indice de l'hydrologie du plateau continental marocain. *Geobios*, 23: 343-348.
- Carbonel, P., Tolderer-Farmer, M., 1988. The Ostracod Carapace as a Hydrochemical Source of Information at water/sediment interface. In: Hanai, T., Ikeya, N., Ishizaki, K., (Eds.), *Evolutionary biology of Ostracoda, its fundamental and applications*. *Proceedings of the Ninth International Symposium on Ostracoda, held in Shizouka, Japan, vol. 11. Developments in Palaeontology and Stratigraphy*. Kodansha, Tokyo and Elsevier, Tokyo, pp. 341-351.
- Carman, K. R., Fleeger, J. W., Pomarico, S. M., 2000. Does historical exposure to hydrocarbon contamination alter the response of benthic communities to diesel contamination? *Mar. Environ. Res.*, 49: 255-278.

Carnahan, E. A., Hoare, A. M., Hallock, P., Lidz, B. H., Reich, C. D., 2009. Foraminiferal assemblages in Biscayne Bay, Florida, USA: Responses to urban and agricultural influence in a subtropical estuary. *Marine Pollution Bulletin*, 59: 221-233.

Carpenter, K. E., 1924. "A study of the fauna of rivers polluted by lead minimo in the Aberystwth district of Cardiganshire". *Annales of Applied of Biology*, 11: 1.

Cherchi, A., Pelo, S. D., Ibba, A., Mana, D., Buosi, C., Floris, N., 2009. Benthic foraminifera response and geochemical characterization of the coastal environment surrounding the polluted industrial area of Portovesme (South-Western Sardinia, Italy). *Marine Pollution Bulletin*, 59: 281-296.

Cimerman, F., Langer, M. R., 1991. Mediterranean Foraminifera. *Academia Scientiarum et Artium Slovenica*, 30: 1-118.

Clason, B., Langston, W.J., Zauke, G.P., 2003. Bioaccumulation of trace metals in the amphipod *Chaetogammarus marinus* (Leach, 1815) from the Avon and Tamar estuaries (UK): comparison of two-compartment and hyperbolic toxicokinetic models. *Mar. Environ. Res.*, 57: 171-195.

Coelhan, M., Strochmeier, J., Barlas, H., 2006. Organochlorine levels in edible fish from the Marmara Sea, Turkey. *Environmental International*, 32: 775-780.

Colom, G., 1964. Estudios sobre la sedimentacion costiera balear (Mallorca y Menorca). *Mem. R. Acad. De Cencias y Artes de Barcellona, Barcellona*: 495-550.

Committee on Animals as Monitors of Environmental Hazards of the U.S. National Research Council, 1991. *Animals as Sentinels of Environmental Health Hazards*. National Academic Press, Washington, DC.

Cooper, S. R., Brush, G. S., 1991. Long term history of Chesapeake Bay anoxia. *Science*, 254: 992-996.

Cronin, T.M., Vann, C.D., 2003. The sediment record of climatic and anthropogenic influence on the patuxent estuary and Chesapeake bay ecosystems. *Estuaries*, 26: 196-209.

Coccioni, R., 2000. Benthic foraminifera as bioindicators of heavy metal pollution – a case study from the Goro Lagoon (Italy). In: Martin, R.E. (Ed.), *Environmental micropaleontology: the application of microfossils to environmental geology*. Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York, pp. 71-103.

Coccioni, R., Frontalini, F., Marsili, A., Troiani, F., 2005. Foraminiferi bentonici e metalli in traccia: implicazioni ambientali. In: Coccioni, R. (Ed.), *La dinamica Evolutiva della Fascia Costiera tra le foci dei Fiumi Foglia e Metauro: Verso la Gestione Integrata di una Costa di Elevato Pregio Ambientale*. Quaderni del Centro di Geobiologia dell'Università degli Studi di Urbino, 3: 57-92.

Cockey, E. M., Hallock, P., Lidz, B. H., 1996. Decadal scale changes in benthic foraminiferal assemblages off Key Largo, Florida. *Coral Reefs*, 15: 237-48.

Cosentino, C., Pepe, F., Scopelliti, G., Calabrò, M., Caruso, A., 2013. Benthic foraminiferal response to trace element pollution-the case study of the Gulf of Milazzo, NE Sicily (Central

Mediterranean Sea). *Environmental Monitoring and Assessment*, 185 (10): 8777-8802.

Cossa, D., 1995. A review of the use of *Mytilus* spp. as quantitative indicators of cadmium and mercury contamination in coastal waters. *Oceanol. Acta*, 12: 417-432.

Culver, S.J., Buzas, M.A., 1995. The effects of anthropogenic habitat disturbance, habitat destruction, and global warming on shallow marine benthic foraminifera. *Journal of Foraminiferal Research*, 25: 204-211.

Damiani, V., Baudo, R., De Rosa, S., De Simone, R., Ferretti, O., Izzo, G., Serena, F., 1987. A case study: Bay of Pozzuoli (Gulf of Naples, Italy). *Hydrobiology*, 149: 210-211.

Debenay, J-P., Guillou, J-J., Redois, F., Geslin, E., 2000. Distribution trends of foraminiferal assemblages in paralic environments. A base for using foraminifera as bio-indicators. In: *Environmental Micropaleontology*. Martin, R. E., Kluwer, M., (Eds.) Kluwer Academic, Plenum Publishers, New York: 39 -67.

Debenay, J-P., Fernandez, J-M., 2009. Benthic foraminifera records of complex anthropogenic environmental changes combined with geochemical data in a tropical bay of New Caledonia (SW Pacific). *Marine Pollution Bulletin*, 59 (8-12): 311-322.

Degetto, S., Schintu, M., Contu, A., Sbrignadello, G., 1997. Santa Gilla lagoon (Italy): a mercury sediment pollution case study. Contamination assessment and restoration of the site. *The Science of the Total Environment*, 204: 49-56.

Decreto Legislativo 3 aprile 2006, n. 152. "Norme in materia ambientale". *Gazzetta Ufficiale* n. 88 del 14 aprile 2006 - Supplemento Ordinario, n. 96.

De Maio, A., Moretti, M., Surone, E., Spezia, G., Voitaggio, M., 1982. Circolazione costiera. Analisi dinamica e idrologica di una situazione osservata nel Golfo di Napoli. *Convegno Risorse Biologiche e Inquinamento Marino del P.F. Oceanografia e Fondi Marini*, pp. 609-624.

Dequan, Y., 1990. The geological and exploration significance of Cretaceous non-marine Ostracoda from the Hailaer Basin, northwestern China. In: Whatley, R.C., Maybury, C. (Eds.), *Ostracoda and Global Events*, British Micropalaeontological Society Publication Series. Chapman and Hall, London, pp. 251-261.

De Voto, E., Yokel, R. A., 1994. The biological speciation and toxicokinetics of aluminium. *Environmental Health Perspective*, 102: 940-951.

De Vivo, B., 1995. *Elementi e metodi di geochimica ambientale*. Liguori Editore Napoli, pp. 493.

De Vivo, B., Lima A., Siegel F., 2004. *Geochimica Ambientale: metalli potenzialmente tossici*. Liguori editore Napoli, pp. 446.

Dias-Brito, D., Moura, J. A., Wurdig, N., 1988. Relationships between ecological models based on ostracods and foraminifers from Sepetiba Bay (Rio de Janeiro, Brazil). In: Hanai, T., Ikeya N., Ishizaki K. (Eds.). *Evolutionary biology of Ostracoda, its fundamental and applications*. Proceedings of the Ninth International Symposium on Ostracoda, held in

- Shizouka, Japan. *Developments in Palaeontology and Stratigraphy*, 11: 467-484. Kodansha, Tokyo and Elsevier, Tokyo.
- Di Toro, D. M., Mahony, J. D., Hansen, D. J., Scott, K. J., Hicks, M. B., Mayr, S. M., Redmond, M. S., 1990. Toxicity of cadmium in sediments: the role of acid volatile sulfide, *Environ. Toxicol. And Chem.*, 9: 1487-1502.
- Divrikli, U., Soylak, M., Elci, L., Dogan, M., 2003. Trace heavy metal levels in street dust samples from Yozgat City Center, Turkey. *Journal of Trace and Microprobe Techniques*, 21: 351-361.
- Doudoroff, P., Anderson, B. G., Burdick, G. E., Galstoff, P. S., Hart, W. B., Patrick, R., Strong, E. R., Surber, E. W., Van Horn, W. M., 1951. Bio-assay methods for the evaluation of acute toxicity of industrial wastes to fish. *Sewage and Industrial Wastes*, 23: 1381.
- Elberling, B., Knudsen, K.L., Kristensen, P.H., Asmund, G., 2003. Applying foraminiferal stratigraphy as a biomarker for heavy metal contamination and mining impact in a fiord in West Greenland. *Marine Environmental Research*, 55: 235-256.
- Ellis, M. M., 1937. Detection and measurement of stream pollution. *Bulletin of the U.S. Bureau of industrial wastes to fish*". *Sewage and Industrial Wastes*, 23(8): 1029-1031.
- Ellison, R. L, Broome, R., Oglivie, R., 1986. Foraminiferal response to trace metal contamination in the Patapsco River and Baltimore harbour, Maryland. *Marine Pollution Bulletin*, 17 (9): 419-423.
- EPA Method 3052. Microwave assisted acid digestion of siliceous and organically based matrices. Dicembre, 1996.
- EPA Method 3550C. Ultrasuonic extraction. Febbraio, 2007.
- EPA Method 6020A. Inductively coupled plasma-mass spectrometry. Febbraio, 2007.
- EPA Method 8310. Polinuclear Aromatic Hydrocarbons. Settembre, 1986.
- Erel, L., 1992. Marmara Denizi çevresinde 1950–1990 yılları arasında şehirleşme. *Türkiye Coğrafya Dergisi*, 27: 85-104.
- Erel, L., 1997. Trakyadakır-sehir ve kıyı yerle smelerinin nüfus özellikleri (1935–1990) (in Turkish with English abstract). *Türk Coğrafya Dergisi*, 32: 35-53.
- Ergin, M., Saydam, C., Bastürk, Ö., Erdem, E., Yörük, R., 1991. Heavy metal concentrations in surface sediments from the two coastal inlets (Golden Horn Estuary and Izmit Bay) of the northeastern Sea of Marmara. *Chemical Geology*, 91: 269–285.
- Ernst, S. R., Morvan, J., Geslin, E., Bihan, A. L., Jorissen, F. J., 2006. Benthic foraminiferal response to experimentally induced Erika oil pollution. *Marine Micropaleontology*, 61: 76-93.
- Fernandez, N., Beiras, R., 2001. Combined toxicity of dissolved mercury with copper, lead and cadmium on embryogenesis and early larval growth of the *Paracentrotus lividus* sea-urchin. *Ecotoxicology*, 10: 263-271.

- Ferraro, L., Sprovieri, M., Alberico, I., Lirer, F., Prevedello, L., Marsella, E., 2006. Benthic foraminifera and heavy metals distribution: A case study from the Naples harbour (Tyrrhenean Sea, Southern Italy). *Environmental Pollution*, 142: 274-287.
- Fiorini, F., Vaiani, S. C., 2001. Benthic foraminifer and transgressive-regressive cycles in the Late Quaternary subsurface sediments of the Po Plain near Ravenna (Northern Italy). *Bollettino della Società Paleontologica Italiana*, 40 (3): 357-403.
- Fishbein, E., Patterson, R. T., 1993. Error-weighted maximum likelihood (EWML): a new statistically based method to cluster quantitative micropaleontological data. *Journal of Paleontology*, 67(3): 475-485.
- Foster, W. J., Armynot du Chatelet, E., Rogerson, M., 2012. Testing benthic foraminiferal distributions as a contemporary quantitative approach to biomonitoring estuarine heavy metal pollution. *Mar. Pollut. Bull.* (2012), doi:10.1016/j.marpolbul.2012.01.021.
- Fowler, B. A., 1982. Indium and thalium in health. *Trace Metals Human Health*. Butterworth, London: 74-82.
- Frenzel, P., Boomer, I., 2005. The use of ostracods from marginal marine, brackish waters as bioindicators of modern and Quaternary environmental change. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 225: 68-92.
- Frontalini, F., Coccioni, R., 2008. Benthic foraminifera for heavy metal pollution monitoring: a case study from the central Adriatic Sea coast of Italy. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 76: 404-417.
- Frontalini, F., Coccioni, R., 2011. Benthic foraminifera as bioindicators of pollution: A review of Italian research over the last three decades. *Rev. de Micropal.*, 54: 2-115.
- Frontalini, F., Buosi, C., Da Pelo, S., Coccioni, R., Cherchi, A., Bucci, C., 2009. Benthic foraminifera as bio-indicators of trace element pollution in the heavily contaminated Santa Gilla lagoon (Cagliari, Italy). *Marine Pollution Bulletin*, 58: 858-877.
- García-Lorenzo, M. L., Martínez-Sánchez, M. J., Pérez-Sirvent, C., & Molina, J., 2009. Ecotoxicological evaluation for the screening of areas polluted by mining activities. *Ecotoxicology*, 18: 1077-1086.
- Geslin, E., Debenay, J.P., Duleba, W., Bonetti, C., 2002. Morphological abnormalities of foraminiferal tests in Brazilian environments: comparison between polluted and non-polluted areas. *Marine Micropaleontology*, 45: 151-168.
- Geslin, E., Debenay, J-P., Lesourd, M., 1998. Abnormal wall textures and test deformation in *Ammonia* (hyaline foraminifer). *Journal of Foraminiferal Research*, 28 (2): 148-156.
- Geslin, E., Stouff, V., Debenay, J.P., Lesourd, M., 2000. Environmental variation and foraminiferal test abnormalities. In: Martin, R.E. (Ed.), *Environmental Micropaleontology*. Kluwer Academic/Plenum, New York, pp. 191-215.
- Goyer, R. A., 1993. Lead toxicity: current concerns. *Environmental Health Perspectives*, 100: 177-187.

- Gray, J. S., Wu, R. S., Or, Y. Y., 2002. Effects of hypoxia and organic enrichment on the coastal marine environment. *Mar. Ecol., Prog. Ser.*, 238: 249-279.
- Hammer, Ø., Harper, D.A.T., Ryan, P. D., 2001. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. In: *Palaeontologia Electronica*, 4 (1): 9pp. http://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm.
- Handerson, R. J., Forrest, D. A. M., Black, K. D., Park, M. T., 1997. The lipid composition of sealoch underlying salmon cages. *Aquaculture*, 158: 69-83.
- Harland, A. D., Bryan, G. W., Brown, B. E., 1990. Zinc and cadmium absorption in the symbiotic anemone *Anemonia viridis* and the non-symbiotic anemone *Actinia equina*. *J. Mar. Biol. Assoc. UK*, 70: 789-802.
- Hiss, E., Beiras, R., Seaman, M.N.L., 1999. The assessment of marine pollution-bioassays with bivalve embryos and larvae. In: Southward, A.I., Tyler, P.A., Young, C.M. (Eds.), *Advances in Marine Biology*. Academic Press, London, pp. 1-178.
- Hyland, J., Balthis, L., Karakassis, I., Magni, P., Petrov, A., Shine, J., Vestergaard, O., Warwick, R., 2005. Organic carbon content of sediments as an indicator of stress in the marine benthos. *Marine Ecology Progress Series*, 295: 91-103.
- IARC, 1983. Part.1, Chemical, Environmental and Experimental Data. IARC Monographs on the evaluation of the carcinogenic risk of chemicals in humans, Polynuclear aromatic compounds (p. 211). Lyon: International Agency for Research on Cancer.
- Iepure, S., Martinez-Hernandez, V., Herrera, S., Rasines-Ladero, R., Bustamante, I., 2013. Response of microcrustacean communities from the surface - groundwater interface to water contamination in urban river system of the Jarama basin (central Spain). *Environ. Sci. Pollut. Res.* DOI 10.1007/s11356-013-1529-9.
- Ikeya, N., Shiozaki, M., 1993. Characteristics of the inner bay ostracodes around the Japanese islands: the use of ostracodes to reconstruct paleoenvironments. *Mem. Geol. Soc. Jpn.*, 39: 15-32. (in Japanese with English abstract).
- Irizuki, T., 1989. Fossil ostracode assemblages from the Pliocene Sasaoka Formation, Akita City, Japan, with reference to sedimentological aspects. *Transactions and Proceedings of the Palaeontological Society of Japan, New Series*, 156: 196-318.
- Irizuki, T., Fujiwara, O., Fuse, K., 1999. Taphonomy of fossil ostracode assemblages in Holocene deposits on the Miura Peninsula, central Japan. *Mem. Geol. Soc. Jpn.*, 54: 99-116. (in Japanese with English abstract).
- Irwin, R., 1997. Environmental Contaminants Encyclopedia - PAHs Entry. Water Resources Division, Water Operation Branch.
- ISO 10253: 2006. Water quality-marine algal growth inhibition test with *Skeletonema costatum* and *Phaeodactylum tricornutum*.
- ISO 11348-3: 2007. Water quality-determination of the inhibitory effect of water samples on the light emission of *Vibrio fischeri* (Luminiscent bacteria test). Part 3. Method using freeze-dried bacteria.

- Jacinski, S. M., 1995. The material flow of mercury in the United States. *Resource Conservation and Recycling*, 15: 145-179.
- Jayaraju, N., Sundara Raja Reddy, B. C., Reddy, R. K., 2008. The response of benthic foraminifera to various pollution sources: A study from Nellore Coast, East Coast of India. *Environmental Monitoring and Assessment*, 142 (1-3): 319-323.
- Jayaraju, N., Sundara Raja Reddy, B. C., Reddy, R. K., 2010. Anthropogenic impact on Andaman coast monitoring with benthic foraminifera, Andaman Sea, India. *Environmental earth science*, 62 (4): 1-9.
- Jorissen, F. J., 1988. Benthic foraminifera from the Adriatic Sea; principles of phenotypic variations. *Utrecht Micropaleontological Bulletin*, 37: 1-176.
- Jorissen, F. J., Bicchi, E., Duchemin, G., Durrieu, J., Galgani, F., Cazes, L., Gaultier, M., Camps, R., 2009. Impact of oil-based drill mud disposal on benthic foraminiferal assemblages on the continental margin off Angola, *Deep-Sea Research II*, 56: 2270-2291.
- Karlsen, A. W., Cronin, T. M., Ishman, S., 2000. Historical trends in Chesapeake Bay dissolved oxygen based on benthic foraminifera from sediment cores. *Estuaries*, 23: 488-508.
- Kaesler, R. L., Smith, S., Whatley, R. C., 1979. Ostracoda and petroleum pollution in the strait of Magellan. *Proceedings of the VII International Symposium on Ostracodes, Taxonomy, Biostratigraphy and Distribution of Ostracodes*. The Serbian Geological Society, Belgrade, pp. 367-373.
- Kitamori, R., 1984. Transitions of macrobenthos facies. In: Saijo, Y. (Ed.), *Environmental Science of the Inner Bays, II*, Baifukan, Tokio, pp. 167.
- Klie, W., 1937. Ostracoden und Harpacticoiden aus Brackigen Gewässern an der Bulgarischen Küste des Schwarzen Meeres. In: *Mitt. Konigl. Naturwiss. Inst.*, 1 (1): 1-42.
- Kolukirik, M., Ince, O., Cetecioglu, Z., Celikkol, S., Ince, B.K., 2011. Spatial and temporal changes in microbial diversity of the Marmara Sea Sediments. *Marine Pollution Bulletin*, 62: 2384-2394.
- Kress, N., Hornung, H., Heart, B., 1998. Concentrations of Hg, Cd, Zn, Fe and Mn in deep sea benthic fauna from southeastern Mediterranean Sea: a comparison study between fauna collected at a pristine area and at two waste disposal sites. *Mar. Pollut. Bull.*, 36: 911-921.
- Kulkoyluoglu, O., Dugel, M., Kilic, M., 2007. Ecological requirements of Ostracoda (Crustacea) in a heavily polluted shallow lake, Lake Yenicaga (Bolu, Turkey). *Hydrobiologia*, 585: 119-133.
- La Marca, A., 1929. Bonifica in destra e in sinistra del Volturno. Estratto da "L'Italia Agricola", numero speciale dedicato alle Bonifiche, 11: 1-21.
- Lampadariou, N., Austin, M. C., Robertson, N., Vlachonis, G., 1997. Analysis of meiobenthic community structure in relation to pollution and disturbance in Iraklion harbour, Greece. *Vie Milieu, Life Environ.*, 47: 9-24.

- Lea, D. W., 1999. Trace elements in foraminiferal calcite. *Modern foraminifera*. Great Britain. Kluwer Academic Publishers, 257-259.
- Lea, D. W., Boyle, E. A., 1989. Ba content of benthic foraminifera controlled by bottom water composition. *Nature*, 338: 75-753.
- Lee, M. R., Correa, J. A., 2005. Effects of copper mine tailings disposal on littoral meiofaunal assemblages in the Atacama region of northern Chile. *Mar. Environ. Res.*, 59: 1-18.
- Lee, M.R., Correa, J.A., Castilla, J.C., 2001. An assessment of the potential use of the nematode to copepod ratio in the monitoring of metal pollution. The Chanaral case. *Mar. Pollut. Bull.*, 42: 696-701.
- Lenihan, H. S., Peterson, C. H., Kim, S. L., Conlan, K. E., Fairey, R., McDonald, C., Grabowski, J. H., Oliver, J. S., 2003. Variation in marine benthic community composition allows discrimination of multiple stressors. *Mar. Ecol., Prog. Ser.*, 261: 63-73.
- Leonardo, R. D., Bellanca, A., Capotondi, L., Cundy, A., Neria, R., 2007. Possible impacts of Hg and PAH contamination on benthic foraminiferal assemblages: An example from the Sicilian coast, central Mediterranean. *Science of the Total Environment*, 388: 168-183.
- Levinson, A. A., 1974. *Introduction to exploration geochemistry*: Calgary, Applied Publishing, Ltd., 612 pp.
- Liljenstroem, S., Widbom, B., Mattson, J., 1987. Effects of Two Oil Refinery Effluents on Benthic Meiofauna in Mesocosms. Swedish Environmental Research Institute, 38 pp.
- Lima, A., Giaccio, L., Cichella, D., Albanese, S., Bove, M. A., Grezzi, G., Ayuso, A. R., De Vivo, B., 2012. Atlante geochimico-ambientale del S.I.N. (Sito di Interesse Nazionale) Litorale Domizio-Flegreo e Agro Aversano. *Geochemical environmental atlas of Si.I.N. Domizio-Flegero Littoral and Agro Aversano*, 254 pp.
- Liu, S., Luo, Y., Cao, Z., Wu, L., & Ding, K. 2004. Degradation of benzo[a]pyrene in soil with arbuscular mycorrhizal alfalfa. *Environmental Geochemistry and Health*, 26: 285-293.
- Magni, P., 2003. Biological benthic tools as indicators of coastal marine ecosystems health. *Chemistry and Ecology*, 19 (5): 363-372.
- Martin, R. E., 2000. *Environmental micropaleontology. The application of microfossils to environmental geology*. Kluwer, New York, 481 pp.
- Martins, V., Silva, E. F., Sequeira, C., Rocha, F., Duarte, A. C., 2010. Evaluation of the ecological effects of heavy metals on the assemblages of benthic foraminifera of the canals of Aveiro (Portugal), *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 87: 293-304.
- Mazzola, A., Mirto, S., Danovaro, R., 1999. Initial fish-farm impact in Meiofaunal assemblages in coastal sediments of the Western Mediterranean. *Mar. Pollut. Bull.*, 38: 1126-1133.
- McKee, J. E., Wolf, H. W., 1963. "Water Quality criteria 2nd ed". Sacramento, CA: California State Water quality Control Board.

- Millward, R. N., Carman, K. R., Fleeger, J. W., Gambrell, R. P., Portier, R. 2004. Mixtures of metals hydrocarbons elicit complex responses by a benthic invertebrate community. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 310: 115-130.
- Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio 2003. D.M. n. 367 del 6 novembre 2003. Regolamento concernente la fissazione di standard di qualità nell'ambiente acquatico per le sostanze pericolose, ai sensi dell'articolo 3, comma 4, del decreto legislativo 11 maggio 1999, n. 152. *Gazzetta Ufficiale della Repubblica Italiana*, 8 Gennaio 2004, 5: 17-29.
- Mojtahid, M., Jorissen, F., Durrieu, J., Galgani, F., Howa, H., Redois, F., Camps, R., 2006. Benthic foraminifera as bio-indicators of drill cutting disposal in tropical east Atlantic outer shelf environments. *Marine Micropaleontology*, 61: 58-75.
- Moore, C., Harries, D., Ware, F., 1997. The impact of the Sea Empress oil spill on the sandy shore meiofauna of south west Wales. *CCW Sea Empress Contract Report 230*.
- Morgan, J. R., 1972. Effects of Aroclor 1242 (a Polychlorinated Biphenyl) and DDT on Cultures of an Alga, Protozoan, Daphnid, Ostracod, and Guppy. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 5: 226-230.
- Morvan, J., La Cadre, V., Jorissen, F., Debenay, J.P., 2004. Foraminifera as potential bio-indicators of the Erika oil spill in the Bay of Bourgneuf: field and experimental studies. *Aquatic Living Resources*, 17: 317-322.
- Moss, B.A., 1996. A land wash with nutrients: the problem of eutrophication. *Chemical Indicators*, 11: 407-409.
- Mostafawi, N., 2001. How severely was the Persian Gulf affected by oil spills following the 1991 Gulf War. *Environ. Geol.*, 40: 1185-1191.
- Müller, G.W., 1894. Die Ostracoden des Golfes von Neapel und der angrenzenden Meeres-Abschnitte. *Fauna und Flora des Golfes von Neapel und der angrenzenden Meeres-Abschnitte*, Herausgegeben von der Zoologischen Station zu Neapel, 21 (1-8): 1-404, pl. 40.
- Munsel, D., Kramar, U., Dissard, D., Nehrke, G., Berner, Z., Bijma, J., Reichart, G-J. Neumann, T., 2010. Copper incorporation in foraminiferal calcite: results from culturing experiments. *Biogeosciences Discussion*, 7: 953-977.
- Murray, J. W., 1973. *Distribution and Ecology of Living Benthic Foraminiferids*. London: Heinemann. Educational books, 274 pp.
- Murray, J. W., 1991. *Ecology and Palaeoecology of Benthic Foraminifera*. Harlow: Longman. Scientific & Technical, 397 pp.
- Murray, J.W., 2006. *Ecology and applications of benthic foraminifera*. Cambridge University Press, New York, 426 pp.
- Murray, J.W., 2007. Biodiversity of living benthic foraminifera: how many species are there? *Marine Micropaleontology*, 64: 163-176.
- Murray, J. W., Alve, E., 1999. Taphonomic experiments on marginal marine foraminiferal

- assemblages: how much ecological information is preserved? *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 149: 183-97.
- Murray, J. W., Alve, E., 2002. Benthic foraminifera as indicators of environmental change: marginal-marine, shelf and upper-slope environments. In: Haslett, S.K. (Ed.), *Quaternary Environmental Micropalaeontology*. Edward Arnold (Publishers) Limited, London, pp. 59-90.
- Nagy, J., Alve, E., 1987. Temporal changes in foraminiferal faunas and impact of pollution in Sandebukta, Oslo Fjord. *Marine Micropaleontology*, 12: 109-128.
- Nicotera, P., 1959. Ricerche idrogeologiche nel distretto di bonifica Licola-Varcaturò (Napoli). *Geotecnica*, 1/1959.
- Nigam, R., Linshy, V. N., Kurtarkar, S. R., Saraswat, R., 2009. Effects of sudden stress due to heavy metal mercury on benthic foraminifer *Rosalina leei*: Laboratory culture experiment. *Marine Pollution Bulletin*, 59: 362-368.
- Noguera, S. E. G., Hendrickx, M. E., 1997. Distribution and abundance of meiofauna in a subtropical coastal lagoon in the south-eastern Gulf of California. Mexico. *Mar. Pollut. Bull.*, 34: 582-587.
- Oertli, H. J., 1970. The aspect of ostracode faunas a possible new tool in petroleum sedimentology. *Bull. Cent. Rech. Pau*, 5: 137-151.
- Orive, E., Elliott, M., de Jorge, V. V., 2002. Nutrients and Eutrophication in Estuaries and Coastal Waters. *Developments in Hydrobiology*, 164: 1-19. Kluwer Academic Publishers.
- Ozturk, B., Kadioglu, M., Ozturk, H., 2000. Marmara Sea 2000 symposium report. In: Ozturk, B., Kadioglu, M., Ozturk, H. (Eds.), *TUDAV Yayın no. 5*, Istanbul.
- Palacios-Fest, M. R., Alin, S. R., Cohen, A. S., Tanner, B., Heuser, H., 2005. Paleolimnological investigations of anthropogenic environmental change in Lake Tanganyika: IV. Lacustrine paleoecology. *Journal of Paleolimnology*, 34: 51-71.
- Palacios-Fest, M. R., Park, L. E., Gonzalez-Porta, J., Palacios-Fest, M. R., Dix, G. R., 2003. Química de conchas de ostracodos: una alternativa para medir la contaminación por metales en sistemas acuáticos. *Rev. Mex. Cienc. Geol.*, 20: 139-153.
- Pallo, P., Widbom, B., Olafsson, E., 1998. A quantitative survey of the benthic meiofauna in the Gulf of Riga (eastern Baltic Sea), with special reference to the structure of nematode assemblage. *Ophelia*, 49: 117-139.
- Panchang, R., Nigam, R., Baig, N., Nayak, G. N., 2005. A Foraminiferal Testimony for the reduced adverse effects of mining in the Zuari Estuary, Goa. *International Journal Environmental Studies*, 62: 1-13.
- Pascual, A., Rodriguez Lazaro, J., Weber, O., Jouanneau, J.M., 2002. Late Holocene pollution in the Gernika estuary (southern Bay of Biscay) evidenced by the study of Foraminifera and Ostracoda. *Hydrobiologia*, 475/476: 477-491.
- Parker, F. L., 1958. Eastern Mediterranean Foraminifera. Reports of the Swedish deep-sea expedition. *Sediments cores from the Mediterranean Sea and Red Sea*, 8 (4): 129-285, 6 pls.

- Pati, P., Patra, P. K., 2012. Benthic foraminiferal responses to coastal pollution. *International Journal of Geology, Earth and Environmental Sciences*, 2 (1): 42-56.
- Pearson, T. H., Rosenberg, R., 1976. A comparative study of the effects on the marine environment of wastes from cellulose industries in Scotland and Sweden, 5: 77-79.
- Penny, C., Adams, C., 1863. Fourth report of the royal commission on pollution in Scotland. London, 2: 377.
- Perez, T., Wafo, E., Fourt, M., Vacelet, J., 2003. Marine sponges as biomonitors of polychlorobiphenyl contamination: concentration and fate of 24 congeners. *Environ. Sci. Technol.*, 37: 2152-2158.
- Petruzzelli, G., Pedron, F., Leita, L., 2008. Meccanismi di biodisponibilità nel suolo di contaminanti ambientali persistenti. In: *Biologi Italiani Atti del I Congresso Nazionale "Qualità del Suolo, Alimenti e Salute"*, Palermo, 24-26 ottobre 2007, 4: 27-32.
- Pokorny, V., 1965. Some palaeoecological problems in marine ostracode faunas, demonstrated on the Upper Cretaceous ostracodes of Bohemia, Czechoslovakia. *Pubbl. Stn. Zool. Napoli*, 33: 462-479.
- Polovodova, I., Schonfeld, J., 2008. Foraminiferal test abnormalities in the Western Baltic Sea. *Journal of Foraminiferal Research*, 38 (4): 318-336.
- Puri, H.S., Bonaduce, G., Malloy, J., 1964. Ecology of the Gulf of Naples. *Pubbl. Staz. Zool. Napoli*, 33: 88-199.
- Rainbow, P. S., White, S. L., 1989. Comparative strategies of heavy metal accumulation by crustaceans: zinc, copper and cadmium in a decapod, an amphipod and a barnacle. *Hydrobiologia*, 174: 245-262.
- Rees, H. L., Sneddon, J., Boyd, S. E., 2005. Benthic Indicators: Criteria for Evaluating Scientific and Management Effectiveness. In: Magni et al., (Ed.) *Indicators of Stress in the Marine Benthos: Proceedings of an International workshop on the promotion and use of benthic tools for assessing the health of coastal marine ecosystems*, Torregrande-Oristano, Italy 8-9 October 2004. *IOC Workshop Report*, 195: pp. 43.
- Reeves, A. L., 1986. Barium. In: *Handbook of metals*, 2nd ed. Friberg, L., Nordberg, G.F., Vouk, V., (Eds.) New York: Elsevier Science Publishers, pp. 88-89.
- Rinderhagen, M., Ritterhoff, J., Zauke, G. P., 2000. Crustaceans as Bioindicators. In: Gerhart, A. (Ed.), *Biomonitoring of Polluted Water-Reviews on Actual Topics*. *Trans Tech Publications-Scitech Publications, Environmental Research Forum*, 9: 161-194.
- Resig, J. M., 1958. Microbiology of the mainland shelf of southern California, in *Survey of the continental shelf area of southern California*, Unpublished report submitted to the California State Water Pollution Control Board by the Allan Hancock Foundation of the University of Southern California, pp. 559.
- Resig, J. M., 1960. Foraminiferal ecology around ocean outfalls off southern California. *Waste Disposal in the Marine Environment*, Pergamon Press: 104-121.

- Rio, M., Bodergat, A.M., Carbonel, G., Keyser, D., 1997. Anisotropie chimique de la carapace des ostracodes. Exemple de *Leptocythere psammophila*. C. R. Acad. Sci., Paris, 324: 827-834.
- Romano, E., Bergamin, L., Ausili, A., Pierfranceschi, G., Maggi, C., Sesta, G., Gabellini, M., 2009. The impact of the Bagnoli industrial site (Naples, Italy) on sea-bottom environment. Chemical and textural features of sediments and the related response of benthic foraminifera. *Marine Pollution Bulletin*, 59: 245-56.
- Romano, E., Bergamin, L., Finioia, M.G., Carboni, M.G., Ausili, A., Gabellini, M., 2008. Industrial pollution at Bagnoli (Naples, Italy): benthic foraminifera as a tool in integrated programs of environmental characterization. *Marine Pollution Bulletin*, 56: 439-457.
- Rosenfeld, A., 1979. Seasonal distributions of recent Ostracodes from Kiel Bay, Western Baltic Sea. *Meyniana*, 31: 59-82.
- Ruiz, F., 1994. Los ostracodos del litoral de la provincia de Huelva. PhD thesis, Huelva University, 275 pp.
- Ruiz, F., Gonzalez-Regalado, M. L., Borrego, J., Morales, J. A., 1997a. The response of ostracod assemblages to recent pollution and sedimentary processes in the Huelva Estuary, SW Spain. *Sci. Total Environ.*, 207: 91-103.
- Ruiz, F., Gonzalez-Regalado, M. L., Munoz, J. M., 1997b. Multivariate analysis applied to total and living fauna: seasonal ecology of recent benthic Ostracoda off the North Cadiz Gulf (SW Spain). *Mar. Micropaleontol.*, 31: 183-203.
- Ruiz, F., Gonzalez-Regalado, M. L., Baceta, J. I., Menegazzo-Vitturi, L., Pistolato, M., Rampazzo, G., Molinaroli, E., 2000a. Los ostracodos actuales de la laguna de Venecia (NE de Italia). *Geobios*, 33: 447-454.
- Ruiz, F., Abad, M., Bodergat, A.M., Carbonel, P., Rodriguez-Lazaro, J., González-Regalado, M.L., Toscano, A., García, E., X., Prenda, J., 2013. Freshwater ostracods as environmental tracers. *Int. J. Environ. Sci. Technol.*, 10: 1115-1128.
- Ruiz, F., Abad, M., Bodergat, A. M., Carbonel, P., Rodriguez-Lazaro, J., Yasuhara, M., 2005. Marine and brackish-water ostracods as sentinels of anthropogenic impacts. *Earth Sci. Rev.*, 72: 89-111.
- Ruiz, F., Abad, M., Galán, E., González, I., Aguilá, I., Olías, M., Gómez Ariza, J. L., Cantano M., 2006a. The present environmental scenario of El Melah Lagoon (NE Tunisia) and its evolution to a future sabkha. *Journal of African Earth Sciences*, 44: 289-302.
- Ruiz, F., Abad, M., Olías, M., Galán, E., González, I., Aguilá, E., Hamoumi, N., Pulido, I., Cantano, M., 2006b. The present environmental scenario of the Nador Lagoon (Morocco). *Environmental Research*, 102: 215-229.
- Ruiz, F., Borrego, J., González-Regalado, M. L., Gonzalez, N. L., Carro, B., Abad, M., 2008. Impact of millennial mining activities on sediments and microfauna of the Tinto River estuary (SW Spain). *Marine Pollution Bulletin*, 56: 1258-1264.

- Ruiz, F., Gonzalez-Regalado, M. L., Baceta, J. I., Munoz, J. M., 2000b. Comparative ecological analysis of the ostracod faunas from low-and high-polluted southwestern Spanish estuaries: a multivariate approach. *Mar. Micropaleontol.*, 40: 345-376.
- Ruiz, F., González-Regalado, M. L., Munoz, J. M., 1998. Anàlisis de poblaciones en ostracodos: el genero *Urocythereis* en medios actuales y neogenos del SW de Espana. *Geobios*, 31: 61-74.
- Ruiz, F., Gonzalez-Regalado, M. L., Munoz, J. M., Pendon, J. G., Rodriguez-Ramirez, A., Caceres, L., Rodriguez Vidal, J., 2003. Population age structure techniques and ostracods: applications in coastal hydrodynamics and paleoenvironmental analysis. *Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol.*, 199: 51-69.
- Ruiz, F., Gonzalez-Regalado, M. L., Borrego, J., Abad, M., Pendon, J. G., 2004a. Ostracoda and Foraminifera as short-term tracers of environmental changes in very polluted areas: the Odiel Estuary (SW Spain). *Environ. Pollut.*, 129: 49-61.
- Ruiz, F., González-Regalado, M. L., Galán, N. E., González, M. I., Prudencio, M. I., Dias, M. I., Abad, M., Toscano, A., Prenda, J., García, E. X. M., 2012. Benthic foraminifera as bioindicators of anthropogenic impacts in two north African lagoons: a comparison with ostracod assemblages. *Revista Mexicana de Ciencias Geológicas*, 29 (3): 527-533.
- Sabean, J. A. R., Scott, D. B., Lee, K. Venosa, A. D., 2009. Monitoring oil spill bioremediation using marsh foraminifera as indicators. *Marine Pollution Bulletin*, 59: 352-361.
- Salomons, W., Forstner, U., 1984. *Metals in the hydrocycle*. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York, Tokyo, 349 pp.
- Samir, A. M., 2000. The response of benthic foraminifera and ostracods to various pollution sources: a study from two lagoons in Egypt. *Journal of Foraminiferal Research*, 30: 83–98.
- Samir, A. M., El-Din, A. B., 2001. Benthic foraminiferal assemblages and morphological abnormalities as pollution proxies in two Egyptian bays. *Marine Micropaleontology*, 41: 193-227.
- Saraswat, R., Kurtarkar, S. R., Mazumder, A., Nigam, R., 2004. Foraminifers as indicators of marine pollution: a culture experiment with *Rosalina leei*. *Marine Pollution Bulletin*, 48: 91-96.
- Schafer, C. T., 1970. Studies of benthonic foraminifera in Restigouche Estuary: I. Faunal distribution patterns near pollution sources. *Maritime Sediments*, 6: 121-134.
- Schafer, C. T., 1973. Distribution of Foraminifera near pollution sources in Chaleur Bay. *Water, Air and Soil Pollution*, 2: 219-233.
- Schafer, F. J., Wagner, E., Ferguson, C., 1975. Occurrence of foraminifera, molluscus and ostracods adjacent to the industrialized shoreline of canso strait, Nova Scotia. *Water, Air, and Soil Pollution*, 5: 79-96.
- Schafer, C. T., Cole, F. E., 1974. Distribution of benthic foraminifera: Their use in delimiting local near shore environments. *Geological Survey of Canada, Paper 74 (30)*: 103-108.

- Schafer, C.T., Collins, E.S., Smith, N.J., 1991. Relationship of foraminifera and thecamoebian distribution to sediments contaminated by pulp mill effluent: saguenary Fjord. Quebec, Canada. *Marine Micropaleontology*, 17: 255-283.
- Schafer, C. T., Winters, G. V., Scott, D. B., 1995. Survey of living foraminifera and polychaete populations at some Canadian aquaculture sites: potential for impact mapping and monitoring. *Journal of Foraminiferal Research*, 25: 236-259.
- Schornikov, E. I., 1969. Podklass Ostracoda, ili rakushkovye rachki, Ostracoda Latreille, 1816. *Opredelitel fauny Chernogo i Azovogo Morey*, 2: 163-259.
- Schornikov, E. I., 2000. Ostracoda as indicators of conditions and dynamics of water ecosystems. In: Martin, R.E. (Ed.), *Environmental Micropaleontology, Topics in Geobiology*, Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York, 15 pp. 181-187.
- Schornikov, E. I., Zenina, M. A., 2007. Buried Ostracods Collected at the Location of a Nuclear Submarine Accident in the Chazhma Cove (Peter the Great Bay, Sea of Japan). *Russian Journal of Marine Biology*, 33 (3): 200-203.
- Scott, D. B., Medioli, F. S., Schafer, C. T., 2001. *Monitoring of coastal environments using Foraminifera and Thecamoebian indicators*. Cambridge University Press, 177 pp.
- Scott, D. B., Tobin, R., Williamson, M., Medioli, F. S., Latimer, J. S., 2005. Pollution monitoring in two North American Estuaries: Historical reconstructions using benthic foraminifera. *Journal of Foraminiferal Research*, 35 (1): 65-82.
- Seiglie, G. A., 1968. Foraminiferal assemblages as indicators of high organic carbon content in sediments and of polluted waters. *American Association of Petroleum Geologists Bulletin*, 52: 2231-2241.
- Sen Gupta, B. K., Machain-Castillo, M. L., 1993. Benthic foraminifera in oxygen-poor habitats. *Marine Micropaleontology*, 20: 183-201.
- Sgarrella, F., Barra, D., 1985. Distribuzione dei foraminiferi bentonici nel Golfo di Salerno (Basso Tirreno, Italia). *Boll. Soc. Natur. Napoli*, 93: 1-58, 3 pls.
- Sgarrella, F., Barra, D., Improta, A., 1985. The benthic foraminifers of the Gulf of Policastro (Southern Tyrrhenian Sea, Italy). *Boll. Soc. Natur. Napoli*, 92: 67-114, 3pls.
- Sgarrella, F., Moncharmont Zei, M., 1993. Benthic Foraminifera of the Gulf of Naples (Italy): systematics and autoecology. *Bollettino della Società Paleontologica Italiana*, 32 (2): 145-264.
- Sharifi, A. R., Croudace, T. W., Austin, R. L., 1991. Benthonic foraminiferids as pollution indicators in Southampton water, Southern England, UK. *Journal of Micropaleontology*, 10: 109-113.
- Shine, J., Wallace, G., 2000. Chemical aspects of organic carbon and ecological stress in benthic ecosystems. *Ad hoc Benthic Indicator Group-Results of Initial Planning Meeting*. IOC Technical Series, UNESCO, 57: 40-44.

Simboura, N., Zenetos, A., 2002. Benthic indicators to use in ecological quality classification of Mediterranean soft bottom marine ecosystems, including a new Biotic Index. *Mediterranean Marine Science*, 3 (2): 77-111.

Smith, S. K., 1999. Cadmium. In: Marshall C. P. and Fairbridge R. W. (Eds.) *Encyclopedia of Geochemistry*, Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands, pp. 656.

Snyder, G. A., 1999. Vanadium. In: Marshall C. P. and Fairbridge R. W. (Eds.) *Encyclopedia of Geochemistry*, Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands, pp. 656.

Soylak, M., Uzek, U., Narin, I., Tüzen, M., Turkoglu, O., Elci, L., 2004. Sequential extraction procedure for dust samples from Kayseri-Turkey. *Fresenius Environmental Bulletin*, 13: 454-457.

Steichen, D. J., Holbrook, S. J., Osenberg, C. W., 1996. Distribution and abundance of benthic and demersal macrofauna within a natural hydrocarbon seep. *Mar. Ecol., Prog. Ser.*, 138: 71-82.

Teodoro, A. C., Duleba, W., Gubitoso, S., Prada, S. M., Lamparelli, C. C., Bevilacqua, J. E., 2010. Analysis of foraminifera assemblages and sediment geochemical properties to characterise the environment near Araçá and Saco da Capela domestic sewage submarine outfalls of São Sebastião Channel, São Paulo State, Brazil. *Marine Pollution Bulletin*, 60: 536-553.

Tétard, J., 1975. Recherches sur la reproduction et l'écologie de quelques ostracodes Cyprididae. PhD thesis, Grenoble, 217 pp.

Todo, Y., Kitazato, H., Hashimoto, J., Gooday, A. J., 2005. Simple foraminifera flourish at the ocean's deepest point. *Science*, 307: 689-690.

Tolun, L. G., Okay, O. S., Gaines, A. F., Tolay, M., Tüfekçi, H., Kıratlı, N., 2001. The pollution status and the toxicity of surface sediments in İzmit Bay (Marmara Sea), Turkey. *Environment International*, 26: 163-168.

Triantaphyllou, M. V., Tsoyroy, T., Dermitzakis, M. D., Koykoysioyra, O., 2003. Epiphythal ostracode and benthic foraminiferal assemblages: investigating their role as environmental health proxies in the marine ecosystems of Se Andros Island (Middle Aegean Sea, Greece). 8th International Conference on Environmental Science and Technology Lemnos island, Greece, 8-10 September 2003, 879-887.

Tsujimoto, A., Nomura, R., Yasuhara, M., Yamazaki, H., Yoshikawa, S., 2006. Impact of eutrophication on shallow marine benthic foraminifera over the last 150 years in Osaka Bay, Japan. *Marine Micropaleontology*, 60: 258-268.

Tugrul, S., Polat, Ç., 1995. Quantitative comparison of the influxes of the nutrients and organic carbon into the Sea of Marmara both from anthropogenic sources and from the Black Sea. *Water Science and Technology*, 32: 115-121.

Ueno, D., Iwata, H., Tanabe, S., Ikeda, K., Koyama, J., Yamada, H., 2002. Specific accumulation of persistent organochlorines in bluefin tuna collected from Japanese coastal waters. *Mar. Pollut. Bull.*, 45: 254-261.

- Van den Bold, W.A., 1990. Stratigraphical distribution of fresh and brackish water Ostracoda in the late Neogene of Hispaniola. In: Whatley, R.C., Maybury, C. (Eds.), *Ostracoda and Global Events*, British Micropalaeontological Society Publication Series Chapman and Hall, London, pp. 221-232.
- Van Harten, D., Droste, H.J., 1988. Mediterranean deep-sea ostracods, the species poorness of the Eastern Basin, as a legacy of an early Holocene anoxic event. In: Hanai, T., Ikeya, N., Ishizaki, K., (Eds.), *Evolutionary biology of Ostracoda, its fundamental and applications*. Proceedings of the Ninth International Symposium on Ostracoda, held in Shizouka, Japan, vol. 11. *Developments in Palaeontology and Stratigraphy*. Kodansha, Tokyo and Elsevier, Tokyo, pp. 721-738.
- Venec-Peyre, M. T., 1984. Etude de la distribution del Foraminiferes vivant dans la baie de Banyuls-sur-Mer. *Ecologie des microrganismes en Mediterranee occidentale*. Ecomed. Ass. Franc. Techn. Petrole, Paris: 60-80.
- Vickerman, K., 1992. The diversity and ecological significance of Protozoa. *Biodiversity and Conservation*, 1: 334-341.
- Vilela, C. G., Sanjinés, A. E. S., Ghiselli Jr., R. O., Mendonça Filho, J. G., Baptista Neto, J. A., Barbosa, C. F., 2003. Search for Bioindicators of Pollution in the Guanabara Bay: Integrations of Ecologic Patterns, *Anuário do Instituto de Geociências - UFRJ*, 26, 25-35.
- Vilela, C. G., Batista, D. S., Baptista-neto, J. A., Craesz, M., Mcallister, J. J., 2004. Benthic foraminifera distribution in high polluted sediments from Niterói Harbor (Guanabara Bay), Rio de Janeiro, Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 76 (1): 161-171.
- Walton, W. R., 1952. Techniques for recognition of living foraminifera. *Contributions from the Cushman Foundation for Foraminiferal Research*, 3: 56-60.
- Walton, W. R., 1964. Ecology of benthonic foraminifera in the Tampa-Sarasota Bay area, Florida. In: Miller, R. L., (Ed.) *Papers in Marine Geology*. New York: Macmillan, 429-54.
- Watkins, J. G., 1961. Foraminiferal ecology around the Orange County, California, ocean sewer outfall. *Micropaleontology*, 7: 199-206.
- Watzin, M. C., Roscigno, P. R., 1997. The effects of zinc contamination on the recruitment and early survival of benthic invertebrates in an estuary. *Mar. Pollut. Bull.*, 34: 443-455.
- Watterson, A., 1998. Toxicology in the working environment. In: Rose J. (Ed.); *Environmental Toxicology: Current Developments*. Gordon and Breach Science Publishers, Amsterdam, 225-252.
- Weigelt, C., Saare, O., Schwab, L., 1885. Die schadigung von fischerei und fischzueht durch industrie und hausabwasser. *Archiv fur hygiene*, 3: 39.
- Whatley, R.C., 1988. Population structure of ostracods: some general principles for the recognition of palaeoenvironments. In: De Deccker, P., Colin, J.P., Peypouquet, J.P. (Eds.), *Ostracoda in the Earth Sciences*. Elsevier, Amsterdam, pp. 245-256.
- Whatley, R., Quanhong, Z., 1988. Recent ostracoda of the Malacca Straits. *Rev. Esp. Micropaleontol.*, 3: 327-366.

- Whatley, R. C., Eynon, M., Moguilevsky, A., 1996. Recent Ostracoda of the Scoresby Sund fjord system, East Greenland. *Rev. Esp. Micropaleontol.*, 28: 5-23.
- Whatley, R. C., Moguilevsky, A., Chadwick, J., Toy, N., Feijo Ramos, M. I., 1998. Ostracoda from the south west Atlantic: Part III. The Argentinian, Uruguayan and southern Brazilian continental shelf. *Rev. Esp. Micropaleontol.*, 30: 89-116.
- Widbom, B., Oviatt, C. A., 1994. The world prodigy oil-spill in Narragansett Bay, Rhode-Island—acute effects on macrobenthic crustacean populations. *Hydrobiologia*, 291: 115-124.
- Willard, D. A., Cronin, T. M., Verardo, S., 2003. Late Holocene climate and ecosystem variability from Chesapeake Bay sediment cores. *Holocene*, 13: 201-214.
- Wilson, H. M., Gibson, M. T., O'Sullivan, P. E., 1993. Analysis of current policies and alternative strategies for the reduction of nutrient loads on eutrophication lakes: The example of Slapton Ley, Devon. *Aquat. Conserv. Marine Freshwater Ecosystem*, 3: 239-251.
- Winship, K. A., 1987. Toxicity of antimony and its compounds. *Adverse Drug Reactions and Acute Poisoning Reviews*, 2: 67-90.
- Yanko, V., 1994. Problems in paleoceanography in the eastern Mediterranean: Late Quaternary foraminifera as a basis for tracing pollution sources. Israeli Ministry of Science, Final Report, pp. 275.
- Yanko, V., Ahmad, M., Kaminski, M., 1998. Morphological deformities of benthic foraminiferal test in response to pollution by heavy metals: implications for pollution monitoring. *Journal of Foraminiferal Research*, 28: 177-200.
- Yanko, V., Arnold, A.J., Parker, W.C., 1999. Effects of marine pollution on benthic Foraminifera. In: Sen Gupta, B.K. (Ed.), *Modern Foraminifera*. Kluwer Academic Publisher, Dordrecht, pp. 217-35.
- Yanko, V., Kronfeld, J., 1993. Trace metal pollution affects the carbonate chemistry of benthic foraminiferal shell. Israel Society for Ecology and Environmental Quality Sciences, 24th Annual Meeting, Tel Aviv, Israel, Abstracts Volume.
- Yanko, V., Kronfeld, J., Flexer, A., 1994. Response of benthic foraminifera to various pollution sources: implications for pollution monitoring. *Journal of Foraminiferal Research*, 24: 1-17.
- Yasar, D., Aksu, A. E., & Uslu, O., 2001. Anthropogenic pollution in Izmit Bay: Heavy metal concentrations in surface sediments. *Turkish Journal of Engineering and Environmental Sciences*, 25: 299-313.
- Yasuhara, M., Yamazaki, H., Irizuki, T., Yoshikawa, S., 2003. Temporal changes of ostracode assemblages during the last 100 years, in sediment cores from Hiroshima Bay, Japan. *Holocene*, 13: 527-536.
- Yasuhara, M., Yamazaki, H., 2005. The impact of 150 years of anthropogenic pollution on shallow marine ostracode fauna, Osaka Bay, Japan. *Mar. Micropaleontol.*, 55: 63-74.

Yasuhara, M., Yamazaki, H., Tsujimoto, A., Hirose, K., 2007. The effect of long-term spatio-temporal variations in urbanization-induced eutrophication on a benthic ecosystem, Osaka Bay, Japan. In: *Limnol. Oceanogr.*, 52(4): 1633-1644.

Zalesny, E. R., 1959. Foraminiferal Ecology of Santa Monica Bay, California. *Micropaleontology*, 5: 101-126.

Zhou, B., Zhao, Q., 1999. Allochthonous ostracods in the South China Sea and their significance in indicating downslope sediment contamination. *Mar. Geol.*, 156: 187-195.