



**ISPRA**

Istituto Superiore per la Protezione  
e la Ricerca Ambientale



Sistema Nazionale  
per la Protezione  
dell'Ambiente

# Esenzioni della *Ballast Water Management Convention*. Linee guida per la valutazione del rischio

---



MANUALI E LINEE GUIDA



**ISPRA**

Istituto Superiore per la Protezione  
e la Ricerca Ambientale



Sistema Nazionale  
per la Protezione  
dell'Ambiente

# **Esenzioni della *Ballast Water Management Convention*. Linee guida per la valutazione del rischio**

---

## **Informazioni legali**

L'Istituto Superiore per la Protezione e la Ricerca Ambientale (ISPRA), insieme alle 21 Agenzie Regionali (ARPA) e Provinciali (APPA) per la protezione dell'ambiente, a partire dal 14 gennaio 2017 fa parte del Sistema Nazionale a rete per la Protezione dell'Ambiente (SNPA), istituito con la Legge 28 giugno 2016, n.132.

Le persone che agiscono per conto dell'Istituto non sono responsabili per l'uso che può essere fatto delle informazioni contenute in questo manuale.

**ISPRA** - Istituto Superiore per la Protezione e la Ricerca Ambientale  
Via Vitaliano Brancati, 48 – 00144 Roma  
[www.isprambiente.gov.it](http://www.isprambiente.gov.it)

ISPRA, Manuali e Linee Guida 183/2018  
ISBN 978-88-448-0910-2

Riproduzione autorizzata citando la fonte

## **Elaborazione grafica**

*Grafica di copertina:* Franco Iozzoli

*Foto di copertina:* Franco Iozzoli

ISPRA – Area Comunicazione

## **Coordinamento pubblicazione on line:**

Daria Mazzella

**ISPRA** – Area Comunicazione

**Agosto 2018**

---

## **Autori**

Erika Magaletti, Cecilia Silvestri, Luca Castriota, Manuela Falautano, Giuletta Rak (ISPRA)

Francesca Garaventa (ISMAR-CNR)

Maria Cristina Angelici, Rossella Briancesco, Giuseppina La Rosa, Daniela Mattei (Istituto Superiore di Sanità)

## **Ringraziamenti**

Si ringraziano i membri del “Tavolo Tecnico Ballast Water”, istituito dal Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio e del Mare - Generale, Direzione generale per la protezione della natura e del mare (PNM) con Decreto Direttoriale prot. DEC/DPNM/0001919 del 30-01-2017 e prot. DEC/DPNM/0006541 del 29/03/2018, per l'utile approfondimento dei diversi aspetti operativi e di contesto che ha costituito, assieme alle norme internazionali in vigore, il quadro per la redazione delle presenti Linee Guida.

## **Si prega di citare il documento con la seguente dicitura:**

Magaletti E., Silvestri C., Garaventa F., Castriota L., Falautano M., Rak G., Angelici M.C., Briancesco R., La Rosa G., Mattei D. 2018. Esenzioni dalla *Ballast Water Management Convention*. Linee guida per la valutazione del rischio. ISPRA, Manuali e Linee Guida 183/2018: 36 pp.

---

# INDICE

<b>1. INTRODUZIONE: AMBITO E SCOPO DELLE LINEE GUIDA</b>	5
<b>2. DEFINIZIONI</b>	5
<b>3. APPROCCIO E PRINCIPI GENERALI DI VALUTAZIONE DEL RISCHIO</b>	6
<b>4. CRITERI DI VALUTAZIONE DEL RISCHIO</b>	7
4.1 Valutazione del rischio microbiologico	7
4.2 Valutazione del rischio sulla base della compatibilità ambientale	9
4.3 Valutazione del rischio sulla base della distribuzione biogeografica delle specie	12
4.4 Valutazione del rischio specie-specifica	13
<b>5. RACCOLTA DI DATI E INFORMAZIONI PER LE VALUTAZIONI DEL RISCHIO</b>	13
5.1 Monitoraggio dei porti	13
5.2 Dati di sottoregione (o LME)	14
5.3 Monitoraggio dell'acqua di zavorra	14
<b>6. PROCEDURA DI VALUTAZIONE DEL RISCHIO</b>	14
6.1 Valutazione del rischio microbiologico	14
6.2 Valutazione del rischio sulla base della compatibilità ambientale	15
6.3 Valutazione del rischio sulla base della distribuzione biogeografica delle specie	16
6.4 Valutazione del rischio specie-specifica	18
<b>APPENDICE A</b>	19
<b>APPENDICE B</b>	28

---

## 1. INTRODUZIONE: AMBITO E SCOPO DELLE LINEE GUIDA

La discussione nell'ambito del Tavolo Tecnico interministeriale Ballast Water, istituito nel 2017 dal Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio e del Mare anche al fine di disporre di supporto tecnico e scientifico nell'attuazione nazionale della *International Convention for the Control and Management of Ships' Ballast Waters and Sediments* (Londra, 2004) (d'ora in avanti, Convenzione BWM)<sup>1</sup>, non ancora ratificata dall'Italia, ha fatto emergere l'opportunità di alcuni approfondimenti tecnico-scientifici, propedeutici alla implementazione della Convenzione stessa e, in particolare, del regime internazionale delle esenzioni ivi stabilito con la Regola A-4 del suo Annesso.

Nelle more della definizione formale di norme e procedure nazionali di attuazione della Convenzione BWM, le presenti linee guida delineano, quindi, i principali elementi, tecnico-scientifici, metodologici e operativi, che si ritengono indispensabili, allo stato delle conoscenze disponibili, al fine di effettuare le valutazioni dei rischi previste come obbligatorie da tale regime internazionale delle esenzioni.

In linea con gli orientamenti internazionali - in particolare, con le *Guidelines for risk assessment under Regulation A-4 of the BWM Convention (G7)*, adottate dall'*International Maritime Organization* (IMO) di cui alla Risoluzione MEPC.289(71) del 7 luglio 2017 - tali elementi possono guidare la valutazione dei rischi, per la salute e per l'ambiente, derivanti dalla eventuale concessione di esenzioni da parte dell'Amministrazione negli ambiti marini portuali sotto la giurisdizione italiana.

La presente pubblicazione punta, quindi, ad informare in anticipo dell'orientamento tecnico prevalente riguardo a tali temi, prefigurando gli oneri tecnici connessi all'implementazione del regime delle esenzioni e, una volta che verrà definito il quadro normativo di riferimento, saranno soggette a revisione per tenere conto delle esperienze maturate nel corso della loro applicazione nonché della acquisizione di nuove conoscenze scientifiche e tecniche.

## 2. DEFINIZIONI

Ai fini delle presenti linee guida, si applicano le seguenti definizioni, corrispondenti a quelle contenute nella Convenzione BWM ed integrate con quelle contenute nelle linee guida G7.

"Acqua dolce": acqua con salinità inferiore a 0,5 PSU.

"Acqua marina": acqua con salinità superiore a 30 PSU.

"LME (Large Marine Ecosystem)": grandi regioni marine caratterizzate da distinta batimetria, idrografia, produttività e popolazioni troficamente dipendenti.

"Organismi Acquatici Nocivi e Patogeni" (d'ora in avanti, OANP): organismi acquatici o agenti patogeni che, se introdotti in ambienti marini, estuarini o di acqua dolce, possono determinare pericoli per l'ambiente, la salute umana, la proprietà o le risorse, alterare la diversità biologica o interferire con altri usi legittimi di tali aree.

"Porto donatore": porto o luogo in cui l'acqua di zavorra viene caricata a bordo.

"Porto ricevente": porto o luogo in cui viene scaricata l'acqua di zavorra.

"Regione biogeografica": una vasta regione naturale definita da caratteristiche fisiografiche e biologiche comuni, all'interno della quale le specie animali e vegetali mostrano un elevato grado di similarità. Non vi sono delimitazioni nette all'interno di una regione biogeografia ma piuttosto zone di transizione più o meno chiaramente definite.

Specie "anadrome": specie che depongono le uova o che si riproducono in ambienti di acqua dolce, ma che trascorrono almeno parte della loro vita adulta in ambienti marini.

Specie "catadrome": specie che depongono le uova o che si riproducono in ambienti marini, ma che trascorrono almeno parte della loro vita adulta in ambienti di acqua dolce.

Specie "criptogeniche": specie di origine sconosciuta, ovvero specie per le quali non è noto se siano native di una regione o se vi siano state introdotte.

---

<sup>1</sup> Fatta a Londra il 13 febbraio 2004 ed entrata in vigore sul piano internazionale l'8 settembre 2017.

---

"Specie non indigene": qualsiasi specie al di fuori del suo ambito naturale, trasportata intenzionalmente o accidentalmente dall'uomo o attraverso processi naturali (specie in espansione di areale).

"Specie non indigene invasive": specie non indigene la cui introduzione e/o diffusione minaccia la diversità biologica.

"Specie target": specie che siano state identificate da una Parte contraente quali specie che possono danneggiare o che danneggiano l'ambiente, la salute umana o l'economia, definite tali per uno specifico porto, Stato o regione biogeografica.

Specie "eurialine": specie in grado di tollerare un ampio *range* di salinità.

Specie "euriterme": specie in grado di tollerare un ampio *range* di temperatura.

### **3. APPROCCIO E PRINCIPI GENERALI DI VALUTAZIONE DEL RISCHIO**

Nella definizione e applicazione delle procedure per la valutazione del rischio (VR) debbono essere utilizzati dei principi guida che prendano in considerazione la probabilità e le possibili conseguenze dell'introduzione, dello stabilirsi e/o della diffusione di OANP, in accordo con quanto presente nelle linee guida G7:

.1 Efficacia - la valutazione del rischio deve poter determinare i rischi nella misura necessaria a raggiungere un livello adeguato di protezione.

.2 Trasparenza - il ragionamento e le evidenze che supportano l'azione raccomandata a seguito della valutazione del rischio e sulle relative aree di incertezza (nonché le possibili conseguenze di tali raccomandazioni), debbono essere chiaramente documentate e rese disponibili all'amministrazione.

.3 Coerenza - le valutazioni del rischio raggiungono un adeguato grado di rappresentatività e debbono essere effettuate utilizzando un procedimento e una metodologia standard.

.4 Completezza - nel valutare i rischi e formulare le raccomandazioni andrebbe considerato un ampio spettro di interessi, inclusi quelli economici, ambientali e sociali.

.5 Gestione del rischio - mentre è possibile che esistano scenari di basso rischio, non è possibile che vi sia un rischio zero, pertanto la gestione del rischio deve determinare il livello di rischio considerato accettabile nel caso specifico.

.6 Principio precauzionale - la valutazione del rischio deve tenere conto del principio di precauzione, ovvero dell'incertezza, del livello di affidabilità e della eventuale inadeguatezza delle informazioni. L'assenza o la carenza di informazioni viene considerata quale indicazione della presenza di un rischio potenziale non accettabile.

.7 Basi scientifiche - la valutazione del rischio si deve basare sulle migliori informazioni disponibili, raccolte e analizzate utilizzando metodi scientifici.

.8 Miglioramento continuo - il modello di valutazione del rischio di cui alle presenti linee guida sarà periodicamente rivisto e aggiornato sulla base degli avanzamenti delle conoscenze.

Per quanto riguarda le metodologie da applicare per la valutazione del rischio, le presenti linee guida raccomandano una valutazione preliminare del rischio microbiologico, considerando prioritario l'obiettivo della salvaguardia della salute umana. Pertanto, l'esito positivo della valutazione del rischio microbiologico rappresenta un pre-requisito per poter procedere con le valutazioni successive di carattere ambientale. Solo qualora la valutazione del potenziale trasferimento di patogeni indichi un rischio accettabile, potranno essere applicate le tre metodologie di valutazione degli aspetti ambientali indicate nelle linee guida G7 (Figura 1).

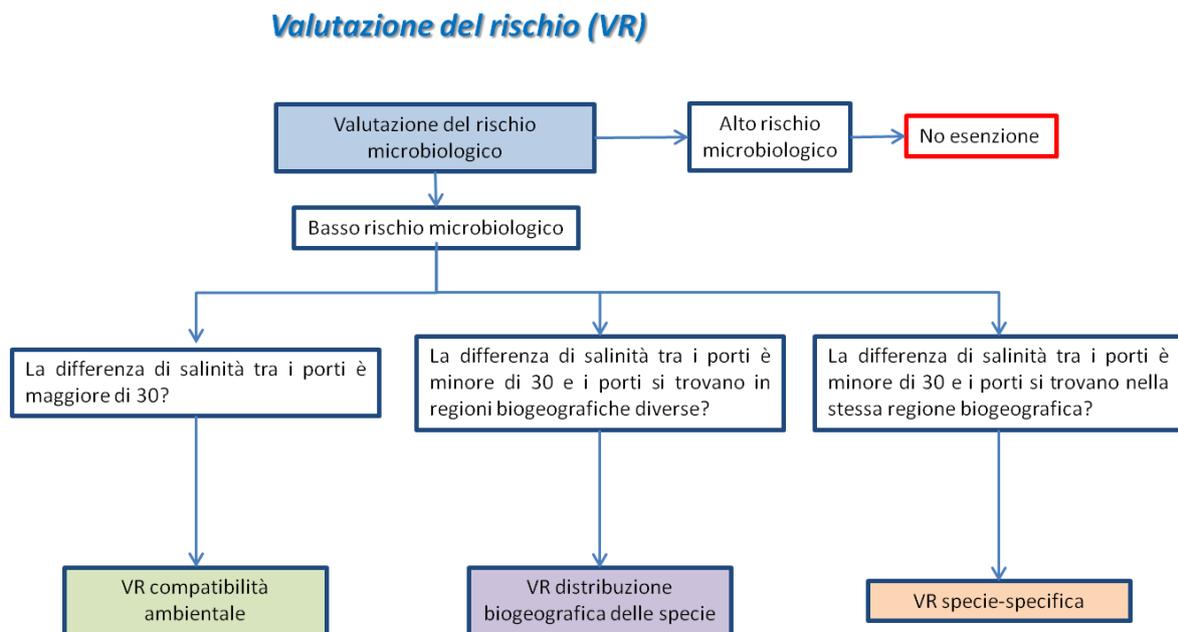
Le linee guida G7 dell'IMO delineano tre metodi di valutazione del rischio per la concessione di esenzioni:

i) valutazione del rischio sulla base della compatibilità ambientale, che si basa sul confronto delle condizioni ambientali tra i porti donatori e recettori,

ii) valutazione del rischio sulla base della distribuzione biogeografica delle specie, la quale verifica la presenza di specie native e non indigene comuni alle aree interessate per valutare la somiglianza ambientale e identificare gli invasori ad alto rischio,

iii) valutazione del rischio specie-specifica, la quale valuta la distribuzione e le caratteristiche di specie identificate quali specie target.

Tali metodi possono essere applicati individualmente o congiuntamente, consentendo di discriminare scenari di “alto rischio”, quindi non accettabili, da scenari di “basso rischio”, accettabili. Uno scenario di basso rischio si verifica quando è improbabile che lo scarico di acque di zavorra non gestito possa compromettere o danneggiare l'ambiente, la salute umana, la proprietà o le risorse della Parte che concede l'esenzione e degli Stati limitrofi o adiacenti.



**Figura 1 - Valutazione del rischio: metodologia da seguire.**

La metodologia della valutazione del rischio sulla base della compatibilità ambientale viene utilizzata quando le condizioni ambientali (ad esempio, la salinità) sono talmente diverse tra i porti e le località considerate nella domanda di esenzione da rendere la sopravvivenza degli OANP improbabile.

La metodologia della valutazione del rischio biogeografico delle specie sarà più adatta alle valutazioni per le quali il porto donatore e il porto ricevente si trovano in regioni biogeografiche diverse.

La metodologia della valutazione del rischio specie-specifica viene applicata quando i porti o le località si trovano all'interno di una stessa regione biogeografica.

---

## 4. CRITERI DI VALUTAZIONE DEL RISCHIO

I seguenti paragrafi delineano come eseguire le valutazioni del rischio per ottenere esenzioni da parte della amministrazione italiana, comprese le indicazioni su come utilizzare a tal fine le diverse metodologie.

Queste linee guida saranno tenute sotto esame al fine di incorporare le esperienze acquisite durante la loro applicazione e le nuove conoscenze scientifiche e tecniche acquisite. Quando una revisione può avere un'implicazione in termini di rischi derivanti da specifiche esenzioni che sono già state concesse, le relative esenzioni sono riviste di conseguenza.

### 4.1 Valutazione del rischio: rischio microbiologico

La valutazione del rischio microbiologico costituisce il pre-requisito nella valutazione della richiesta di esenzione e si basa su criteri generali di seguito esposti, da integrare, ove necessario, con requisiti sito-specifici che tengano conto di misure di prevenzione sanitaria/ambientale in particolari circostanze territoriali.

Come criterio generale al fine di prevenire rischi sanitari nelle aree interessate da uno scarico di acqua di zavorra, la qualità microbiologica dell'acqua del porto ricevente non deve subire un cambiamento peggiorativo a seguito di apporto di acque provenienti dal porto donatore.

Il confronto della qualità microbiologica dell'acqua dei porti o località interessati si basa sul monitoraggio degli indicatori di contaminazione fecale, alternativo alla ricerca diretta di tutti i microrganismi patogeni potenzialmente presenti nelle acque. La valutazione igienico-sanitaria delle acque attraverso microrganismi indicatori è in effetti un approccio scientificamente consolidato e convenzionalmente adottato dalle normative di settore nella vigilanza sulla qualità delle acque per diverse destinazioni d'uso (es. acque di balneazione, potabili, destinate alla molluschicoltura etc.), data l'impossibilità di poter fornire, per tutti i potenziali patogeni presenti, dati di presenza/concentrazione nelle acque, a causa delle difficoltà metodologiche legate alla loro identificazione, dei tempi di risposta e delle risorse necessarie.

In considerazione del campo di applicazione delle Linee Guida, il gruppo di lavoro ha ritenuto opportuno fare riferimento agli indicatori di contaminazione fecale convenzionalmente adottati nella Direttiva n. 2006/7/CE<sup>2</sup> sulla qualità delle acque di balneazione, specificamente *Escherichia coli* ed enterococchi, il cui utilizzo consente un monitoraggio della qualità microbiologica adeguato agli scopi, praticabile ed estensivo nel tempo. Il gruppo, in considerazione di quanto previsto dallo standard D-2 per le acque di zavorra, ha altresì ritenuto opportuno integrare la valutazione del rischio microbiologico attraverso indicatori con la determinazione di *Vibrio cholerae* (O1 e O139), patogeno ampiamente distribuito nell'ambiente acquatico per il quale sono disponibili diversi dati epidemiologici di esposizione, la cui presenza risulta difficilmente correlabile a quella degli indicatori di contaminazione fecale.

Su tali basi, la valutazione del rischio microbiologico dovrà basarsi sui seguenti elementi:

- confronto della concentrazione degli indicatori microbici di contaminazione fecale dell'acqua del porto donatore (punto di prelievo/approvvigionamento di acque di zavorra) e di quella del porto ricevente (punto di scarico di acque di zavorra). Le concentrazioni degli indicatori rilevati al porto donatore non devono eccedere quelle determinate nel porto ricevente.
- assenza dei sierotipi tossigeni di *Vibrio cholerae* (O1 e O139) nel porto donatore (acqua e sedimenti).

L'approccio descritto, schematizzato nella Figura 2, può essere integrato con ulteriori requisiti nei casi in cui dovessero rendersi necessarie misure di prevenzione sanitaria/ambientale addizionali, specifiche per particolari circostanze territoriali.

---

<sup>2</sup> Direttiva 2006/7/CE del Parlamento europeo e del Consiglio, del 15 febbraio 2006, relativa alla gestione della qualità delle acque di balneazione e che abroga la direttiva 76/160/CEE

## Valutazione del rischio microbiologico

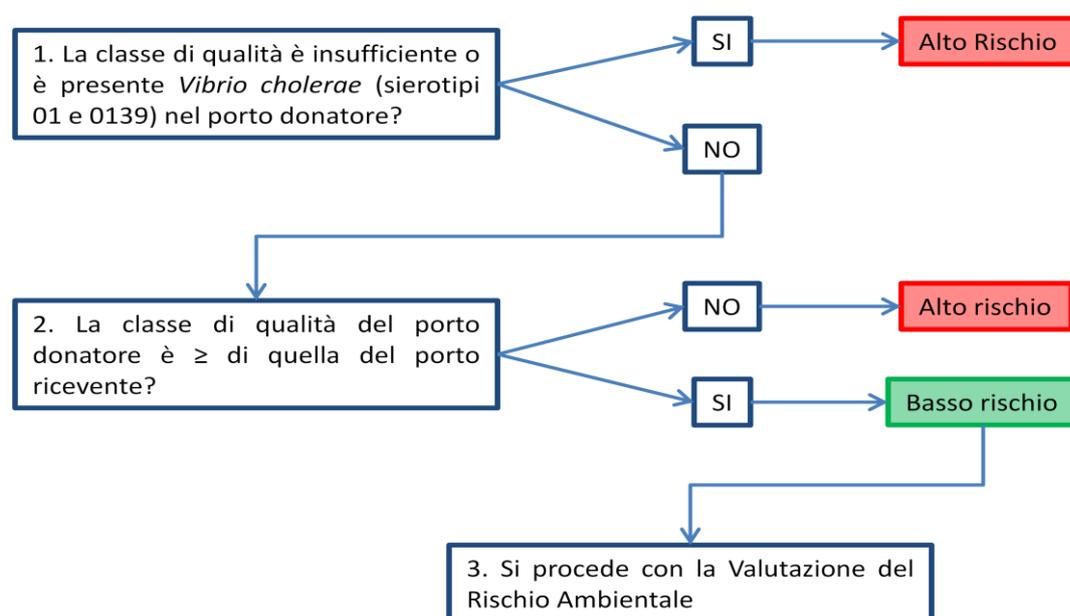


Figura 2 - Schema decisionale per la valutazione del rischio microbiologico.

## 4.2 Valutazione del rischio sulla base della compatibilità ambientale

La metodologia di VR sulla base della compatibilità ambientale utilizza i parametri ambientali come sostituti delle specie. La metodologia confronta i valori dei parametri ambientali rilevati nei porti o nelle località dove origina l'acqua di zavorra con quelli rilevati dove l'acqua di zavorra viene scaricata. Il risultato di tale confronto può essere utilizzato quale *proxy* del potenziale di sopravvivenza delle specie nel nuovo ambiente: un alto grado di similarità ambientale tra i porti o le località in cui l'acqua di zavorra viene caricata e quelli dove avviene lo scarico può indicare la probabile sopravvivenza e l'eventuale insediamento delle specie presenti nell'acqua di zavorra; viceversa, la presenza di differenze significative nelle condizioni ambientali tra i porti o le località può ridurre il numero di specie in grado di sopravvivere ed eventualmente stabilirsi a seguito del loro trasferimento, rappresentando quindi uno scenario di basso rischio. Una eccezione a questo assunto generale è rappresentata dai casi in cui vengano trasferite specie altamente tolleranti alle variazioni di un determinato parametro ambientale, ovvero le specie eurialine, nel caso della salinità, e le specie euriterme, nel caso di variazioni di temperatura.

Secondo la letteratura scientifica esistente (David e Gollasch, 2015<sup>3</sup> e citazioni incluse), più variabili include una VR, meno trasparente e robusto diventa il relativo processo decisionale. Dunque, ai fini delle presenti linee guida, la valutazione del rischio di compatibilità ambientale considera un unico parametro ambientale, quello della salinità, allo stato ritenuto il più affidabile: allorquando vi siano valori 'simili' di salinità tra porto/località donatore e porto/località ricevente, la probabilità che le specie trasportate nell'acqua di zavorra dal porto donatore possano sopravvivere una volta rilasciate nel porto di destinazione è generalmente elevata.

Per le finalità delle presenti linee guida, la metodologia di valutazione della compatibilità ambientale sarà applicata allorquando le differenze nei valori di salinità tra i porti o le località siano

<sup>3</sup> David M., Gollasch S. (eds.), 2015. Global Maritime Transport and Ballast Water Management, Invading Nature - Springer Series in Invasion Ecology 8, DOI 10.1007/978-94-017-9367-4\_1

---

superiori a 30, ossia quando un porto o una località si trovi in acque marine (acqua con salinità > 30 PSU) e l'altro porto o località sia in acqua dolce (acqua con salinità < 0,5 PSU).

Alla valutazione della differenza tra porto donatore e porto ricevente in termini di salinità dovrà sempre seguire una valutazione della eventuale presenza di specie target nella regione del porto donatore che siano in grado di tollerare ampie variazioni di salinità (specie eurialine o specie catadrome o anadrome). La procedura per la selezione delle specie target è descritta nella Figura 3. Se a seguito della ricognizione verranno trovate specie target che siano anche specie eurialine o catadrome o anadrome, la VR associata a queste specie dovrà essere di tipo specie-specifico, che sarà illustrata in seguito.

La valutazione del rischio sulla base della compatibilità ambientale (tra acque dolci e acque marine) dovrà includere confronti stagionali di salinità, tenendo conto dei seguenti elementi:

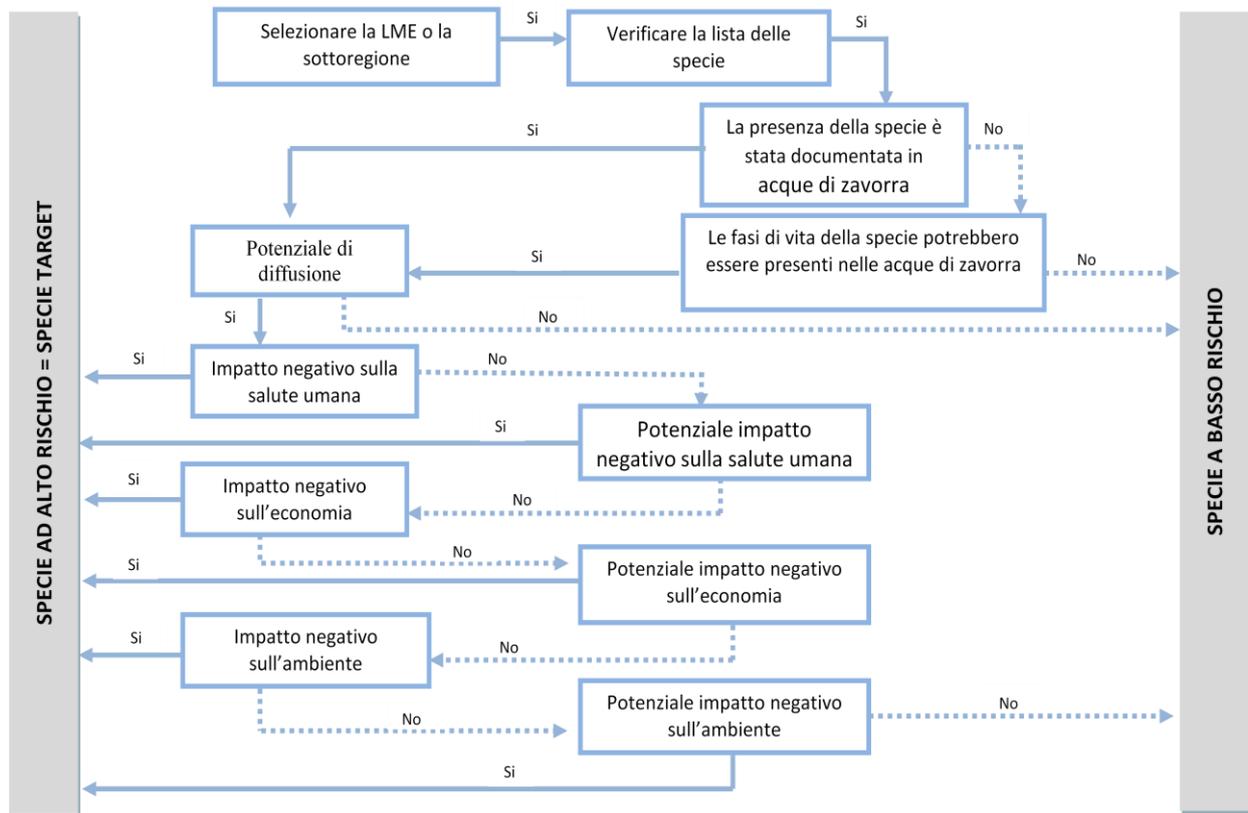
- a) stratificazione lungo la colonna d'acqua,
- b) distanza da corpi idrici di acqua dolce/marini,
- c) influenze mareali o antropiche sul regime di salinità,
- d) apporti stagionali di acqua dolce.

Su queste basi, al fine di determinare il grado di similarità ambientale tra il porto donatore e il porto ricevente, nel raccogliere dati relativi alle caratteristiche ambientali andranno considerati i seguenti aspetti:

.1 Le variazioni stagionali dei valori di salinità nelle acque superficiali e nelle acque di fondo nel porto ricevente nonché quelle del corpo idrico nel quale il porto è collocato (ad esempio, estuario o baia). I valori di superficie e di fondo sono necessari per determinare l'intero range di condizioni ambientali al quale una specie potenzialmente invasiva può essere sottoposta (ad esempio acque superficiali a bassa salinità che consentono l'invasione di una specie di acqua dolce). I profili di salinità lungo la colonna d'acqua non saranno necessari se i dati disponibili indicano che le acque sono ben miscelate durante tutto l'anno.

.2 In porti riceventi con forti maree o correnti, le variazioni temporali della salinità andranno determinate su un ciclo di marea.

.3 Nelle zone con variazioni stagionali o di profondità, la salinità dovrà essere determinata su base stagionale e/o essere rappresentativa delle diverse profondità.



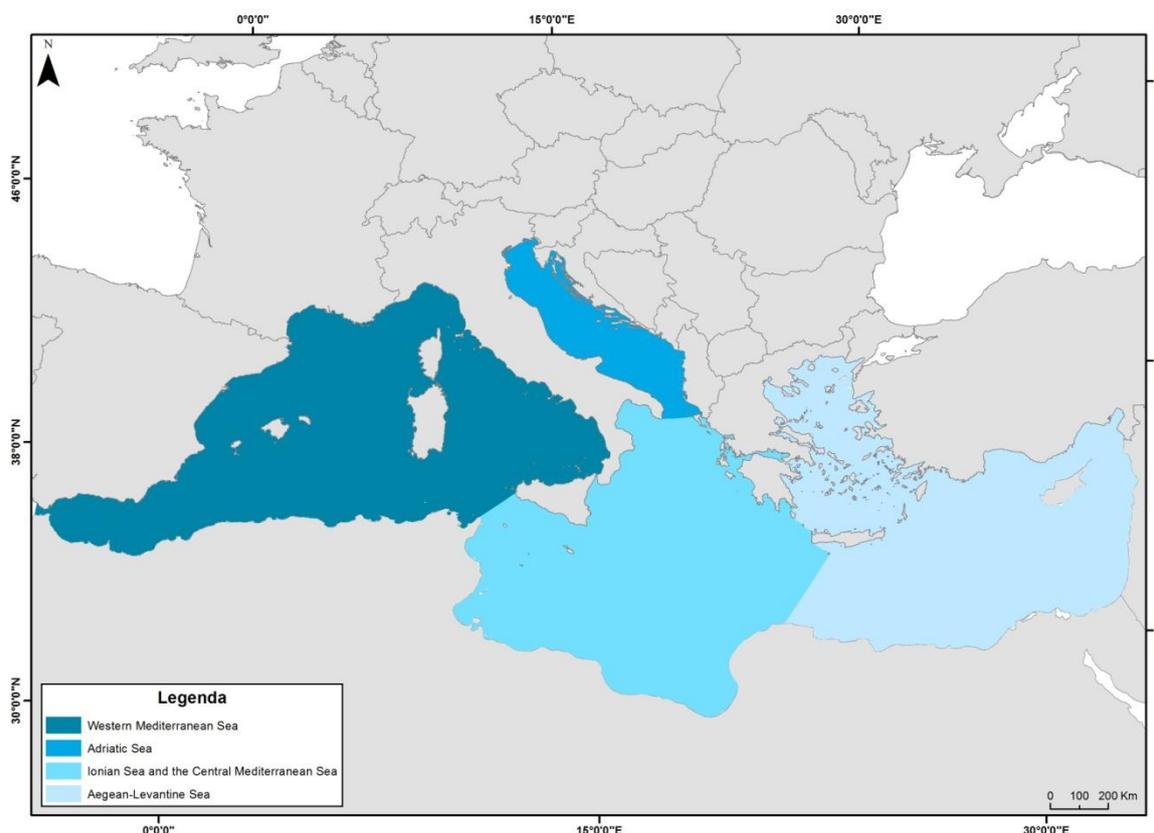
**Figura 3** - Procedura per selezionare l'elenco delle specie target (Olenin et al. 2016<sup>4</sup>, modificato).

<sup>4</sup> Olenin S., Naršėius A., Gollasch S., Lehtiniemi M., Marchini A., Minchin D. Srėbaliėnė G. 2016. New Arrivals: An Indicator for Non-indigenous Species Introductions at Different Geographical Scales Front. Mar. Sci., 28 October 2016. <https://doi.org/10.3389/fmars.2016.00208>.

### 4.3 Valutazione del rischio sulla base della distribuzione biogeografica delle specie

La valutazione del rischio sulla base della distribuzione biogeografica delle specie verrà applicata nei casi in cui il porto donatore e quello ricevente appartengano a diverse regioni biogeografiche o a diversi grandi ecosistemi marini (LME). L'elenco completo di LME è disponibile su <https://www.st.nmfs.noaa.gov/ecosystems/lme/index>.

Per le richieste di esenzioni tra porti e località all'interno del Mar Mediterraneo, si applicano le regioni biogeografiche definite dalla Direttiva 2008/56/CE<sup>5</sup>, ovvero le sottoregioni "Mare Adriatico", "Mar Mediterraneo occidentale", "Mar Mediterraneo centrale e Mar Ionio" e "Mar Egeo-Levantino" (Figura 4).



**Figura 4** - Sottoregioni del Mar Mediterraneo (i.e. regioni biogeografiche) secondo la Direttiva quadro sulla strategia marina (Direttiva 2008/56/CE).

Questa metodologia di valutazione del rischio confronta le distribuzioni biogeografiche di specie native non autoctone, criptogeniche e nocive delle regioni biogeografiche (o LME) in cui si trovano i porti donatori e quelli riceventi. Quando la distribuzione di molte di tali specie si sovrappone tra le regioni biogeografiche, queste sovrapposizioni possono indicare indirettamente una similarità ambientale e quindi una probabilità di sopravvivenza delle specie nel nuovo ambiente. Inoltre, può essere un'indicazione di presenza di rischio se le specie sono comuni in molte altre aree biogeografiche e se la regione donatrice è fonte di specie invasive non indigene in altre aree.

Le informazioni e i dati necessari ad applicare tale metodologia debbono almeno includere:

- .1 eventi documentati di invasione nelle regioni biogeografiche e nei porti donatori e riceventi;

<sup>5</sup> Direttiva 2008/56/CE del Parlamento europeo e del Consiglio, del 17 giugno 2008, che istituisce un quadro per l'azione comunitaria nel campo della politica per l'ambiente marino (direttiva quadro sulla strategia per l'ambiente marino) (Testo rilevante ai fini del SEE)

---

.2 lista delle specie native o non indigene nella regione biogeografica donatrice, potenzialmente trasferibili attraverso l'acqua di zavorra, che hanno invaso altre regioni biogeografiche ed il numero e la natura delle regioni biogeografiche invase;

.3 lista delle specie autoctone nella regione donatrice che hanno il potenziale di influire sulla salute umana o comportare sostanziali conseguenze ecologiche o economiche se introdotte nella regione ricevente attraverso l'acqua di zavorra.

La valutazione del rischio sulla base della distribuzione biogeografica delle specie deve essere eseguita alle condizioni specificate nel paragrafo 6.3.

#### **4.4 Valutazione del rischio specie-specifica**

La valutazione del rischio specie-specifica si applica quando il porto donatore e quello ricevente appartengono alla stessa regione biogeografica o grande ecosistema marino (LME). Al fine di effettuare una valutazione del rischio specie-specifica, è necessario identificare per ogni porto o regione biogeografica le specie target.

La procedura di identificazione delle specie target deve tenere in considerazione i seguenti aspetti (Figura 3):

i) la presenza della specie è stata documentata in acque di zavorra o sue fasi del ciclo vitale potrebbero essere presenti nelle acque di zavorra;

ii) sulla base delle conoscenze sulla ecologia di base della specie, non si può escludere che essa abbia il potenziale per diffondersi in una data regione geografica;

iii) la specie può determinare impatti negativi sull'ambiente, la salute umana o l'economia della Parte ricevente o di altri Stati potenzialmente interessati. E' da considerare specie target anche un OANP nativo o NIS o specie criptogenica per le quali gli impatti siano noti e documentati o per le quali non si possano escludere potenziali impatti.

La valutazione del rischio specie specifica deve essere eseguita alle condizioni specificate nel paragrafo 6.4.

### **5. RACCOLTA DI DATI E INFORMAZIONI PER LE VALUTAZIONI DEL RISCHIO**

I dati e le informazioni necessari per eseguire la valutazione del rischio devono essere raccolti a livello di porto o località interessati, a livello di sottoregione (o LME) nonché, laddove possibile, a livello di acqua di zavorra della nave, sulla base dell'approccio di valutazione del rischio che verrà applicato.

Affinché le attività di monitoraggio forniscano dati affidabili sulla presenza e l'abbondanza di specie target, tutti gli organismi devono essere identificati a livello di specie. Per l'identificazione di alcune specie sarà necessario integrare strumenti di identificazione tradizionali con strumenti molecolari, quando disponibili.

#### **5.1. Monitoraggio dei porti**

Per ciascun porto, è necessario elaborare un piano di campionamento che tenga conto delle specificità del porto. Il numero e la posizione delle stazioni di campionamento devono essere rappresentativi delle attività di movimentazione di acque di zavorra delle navi; le stazioni di campionamento devono essere non meno di quattro per porto e relative aree circostanti. La frequenza del monitoraggio dovrebbe essere almeno stagionale (minimo 4 volte all'anno) per gli organismi bentonici di fondo duro e fondo mobile e bimestrale per la colonna d'acqua. Il protocollo per il monitoraggio dei porti è riportato nell'Appendice A.

Per l'indagine microbiologica devono essere analizzate le acque del porto donatore e del porto ricevente e devono essere ricercati gli indicatori microbiologici (*Escherichia coli* ed enterococchi) e i sierotipi O1 e O139 di *Vibrio cholerae* (Appendice A).

Il monitoraggio microbiologico deve essere effettuato con una frequenza almeno bimestrale per i campioni di acqua e almeno stagionale per i sedimenti.

## 5.2. Dati di sottoregione (o LME)

Una stima delle specie target presenti nelle acque italiane all'interno delle tre sottoregioni marine della direttiva quadro sulla strategia marina dell'UE (Direttiva 2008/56/CE) è riportata nell'Appendice B. Questo elenco viene aggiornato ogni 6 anni per essere in linea con l'attività di reporting da parte dell'Italia relativa all'art. 8 della Direttiva 2008/56/CE. Inoltre l'Amministrazione si riserva la possibilità di richiedere indagini su specifiche specie target a seguito di giustificati motivi e/o di evidenze scientifiche.

## 5.3 Monitoraggio dell'acqua di zavorra

Le acque di zavorra della nave che richiede l'esenzione devono essere campionate stagionalmente, con almeno 4 campionamenti all'anno. Il campionamento delle acque di zavorra dovrebbe essere effettuato prendendo in considerazione le linee guida per il campionamento dell'acqua di zavorra (G2) (risoluzione MEPC 173 (58)), utilizzando metodi standard approvati dall'IMO, ogniqualvolta siano disponibili. L'analisi tassonomica degli organismi presenti nelle acque di zavorra deve essere effettuata al più basso livello tassonomico possibile.

## 6. PROCEDURA DI VALUTAZIONE DEL RISCHIO

I metodi di valutazione del rischio devono essere applicati sulla base della raccolta dei dati come indicato al paragrafo 5. La metodologia/le metodologie da applicare e le conclusioni specifiche in termini di accettabilità del rischio sono quelli di seguito specificati.

### 6.1. Valutazione del rischio microbiologico

L'approccio si basa sul confronto di classi di qualità (Tabella 1) tra porto donatore e porto ricevente, basato sugli indicatori microbiologici di contaminazione fecale (*Escherichia coli* ed enterococchi) (cfr. par. 4.1).

**Tabella 1** - Classi di qualità individuate nel D.lgs. 116/2008<sup>6</sup> (recepimento della Direttiva 2006/7/CE per le acque di balneazione) per le acque costiere e di transizione.

Indicatori	Classi di qualità		
	Eccellente	Buona	Sufficiente
<i>Escherichia coli</i> UFC/100ml	≤ 250*	≤ 500*	≤ 500**
Enterococchi UFC/100ml	≤ 100*	≤ 200*	≤ 185**

\*basato sulla valutazione del 95°percentile

\*\*basato sulla valutazione del 90° percentile

Si richiede che la classe di qualità dell'acqua del porto donatore sia superiore o uguale a quella del porto ricevente. In ogni caso, la qualità dell'acqua del porto donatore deve essere almeno sufficiente per tutelare dai rischi di trasporto di specie patogene la cui presenza potrebbe non essere correlabile con quella degli indicatori di contaminazione fecale. E' ritenuta non sufficiente acqua con valori di *E. coli* > 500 UFC/100 ed enterococchi > 185 UFC/100 ml.

Nello specifico:

<sup>6</sup> Decreto Legislativo 30 maggio 2008, n. 116 Attuazione della direttiva 2006/7/CE relativa alla gestione della qualità delle acque di balneazione e abrogazione della direttiva 76/160/CEE. (GU n. 155 del 4-7-2008)

- Un porto ricevente con qualità sufficiente può ricevere acqua da un porto donatore con qualità sufficiente, buona o eccellente.
- Un porto ricevente con qualità buona può ricevere solo acqua proveniente da un porto donatore con qualità buona o eccellente.
- Un porto ricevente con qualità eccellente può ricevere solo acqua da un porto di pari qualità, ossia eccellente.
- Un porto ricevente che si trovi al di sotto della classe di qualità sufficiente (non sufficiente) potrà ricevere acqua da un porto donatore di qualità sufficiente, buona o eccellente.

Inoltre, in accordo con quanto previsto dallo standard D-2 per le acque di zavorra e alla luce dei dati epidemiologici riguardanti questa specifica matrice, è stabilito il seguente requisito:

sierotipi tossigeni di *Vibrio cholerae* (O1 e O139) < 1 ufc/100 ml di acqua (oppure <1 ufc/g peso umido di campione di zooplancton) nel porto donatore.

## 6.2. Valutazione del rischio sulla base della compatibilità ambientale

La valutazione del rischio sulla base della compatibilità ambientale si applica solo quando le differenze di salinità tra i due porti o le località sono maggiori di 30 PSU (Figura 5).

### Valutazione del rischio (VR) sulla base della compatibilità ambientale

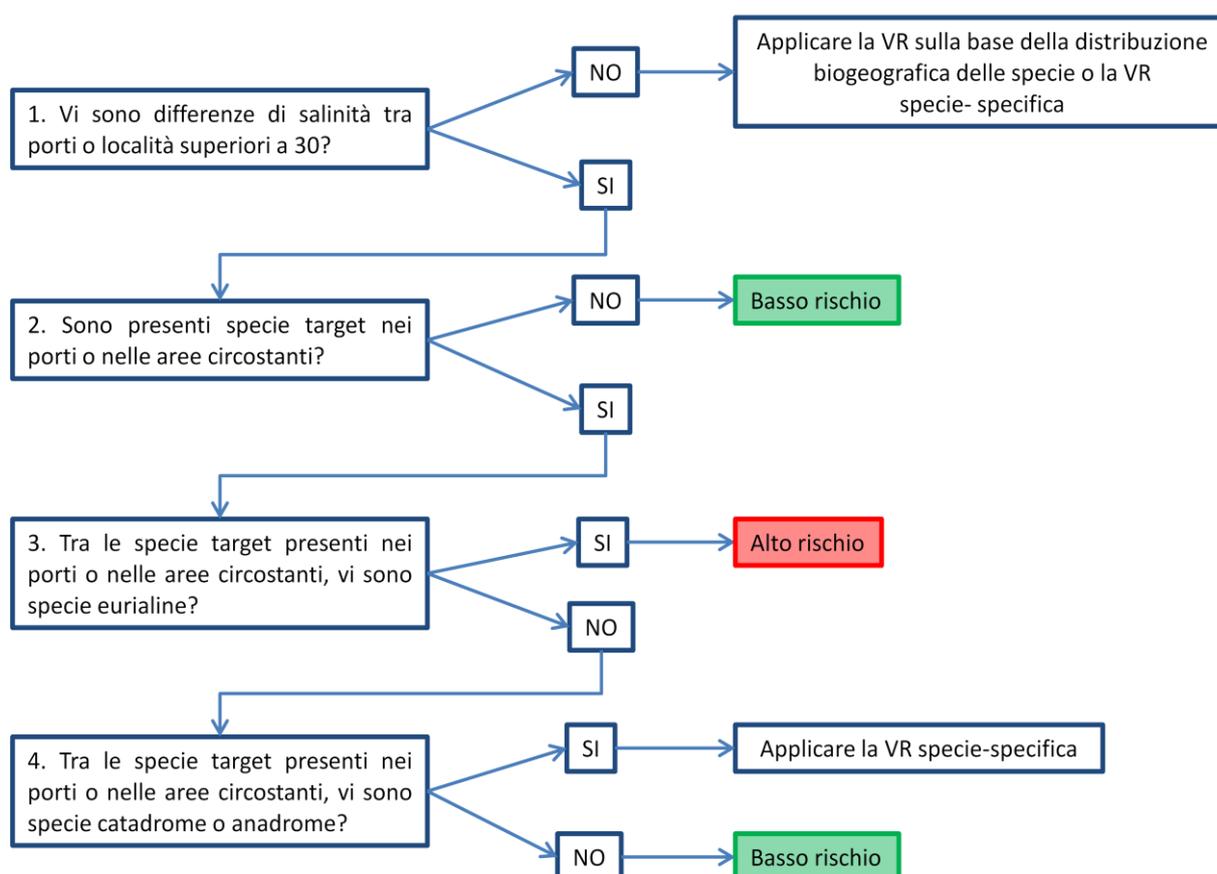


Figura 5 - Diagramma decisionale per la valutazione del rischio sulla base della compatibilità ambientale.

---

Qualora si dovesse verificare tale condizione, deve essere estratto un elenco di specie target per ogni porto o luogo, in base ai criteri di selezione riportati in Figura 3. Per ciascuna specie, deve essere eseguita una valutazione della tolleranza all'intervallo di salinità, in base ai dati della letteratura. Se una o più specie target è eurialina o catadroma o anadroma, per queste specie deve essere applicata una valutazione del rischio specie-specifica.

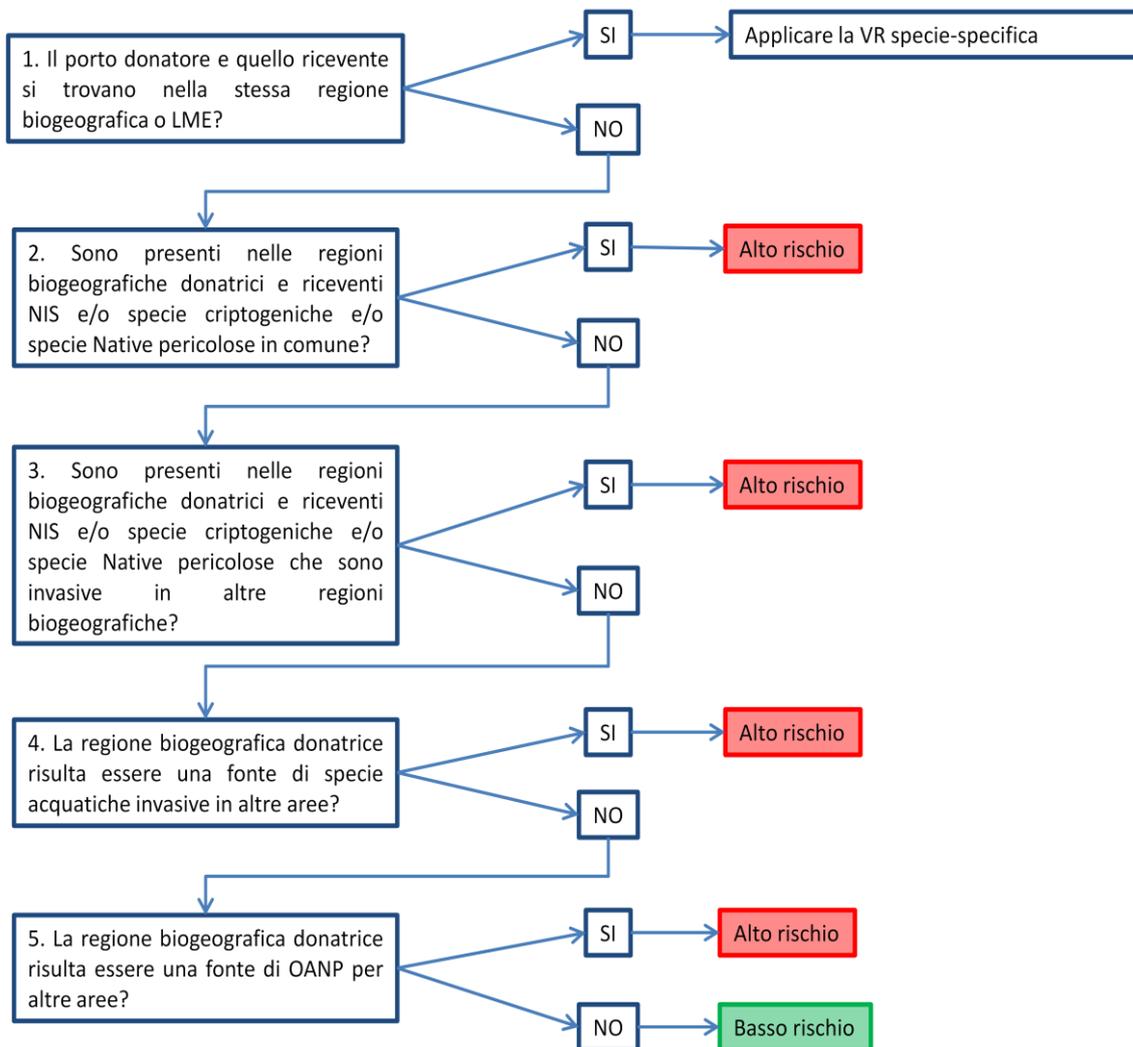
Uno scenario a basso rischio si verifica quando le differenze nei valori medi di salinità tra i porti o le località sono maggiori di 30 PSU e a) nessuna specie target viene rilevata, o b) tutte le specie target rilevate hanno basse tolleranze a grandi variazioni di salinità.

### **6.3. Valutazione del rischio sulla base della distribuzione biogeografica delle specie**

Uno scenario a basso rischio nella valutazione del rischio sulla base della distribuzione biogeografica delle specie (Figura 6) può verificarsi quando:

- a) non vi sono molte specie NIS comuni e/o criptogeniche e/o nocive nelle regioni biogeografiche del porto donatore e di quello ricevente, e
- b) non ci sono NIS e/o specie Native criptogeniche e/o nocive nelle regioni biogeografiche donatrici o riceventi che siano invasive in molte regioni biogeografiche, e
- c) la regione biogeografica del donatore non è una fonte di specie invasive in altre aree, e
- d) la regione biogeografica del donatore non è una fonte di OAMP in altre aree.

## Valutazione del rischio (VR) sulla base della distribuzione biogeografica delle specie



**Figura 6** - Diagramma decisionale per la valutazione del rischio sulla base della distribuzione biogeografica delle specie.

OANP = Organismi Acquatici Nocivi e Patogeni.

## 6.4. Valutazione del Rischio specie-specifica

Uno scenario a basso rischio in una valutazione del rischio specie-specifica (Figura 7) è rappresentato da:

- a) l'assenza di specie target nei porti, nelle aree circostanti e nell'acqua di zavorra della nave, o
- b) la presenza della stessa specie target in entrambi i porti o località, se la specie non è in condizioni di fioritura o di sviluppo di massa, o
- c) presenza delle stesse specie target in entrambi i porti o località, se le specie non sono soggette a un programma di controllo/mitigazione/eradicazione.

Una condizione di fioritura o lo sviluppo di massa di una determinata specie target si verifica quando la concentrazione della specie è superiore al 50% della concentrazione totale della comunità alla quale essa appartiene.

### Valutazione del rischio (VR) specie-specifica

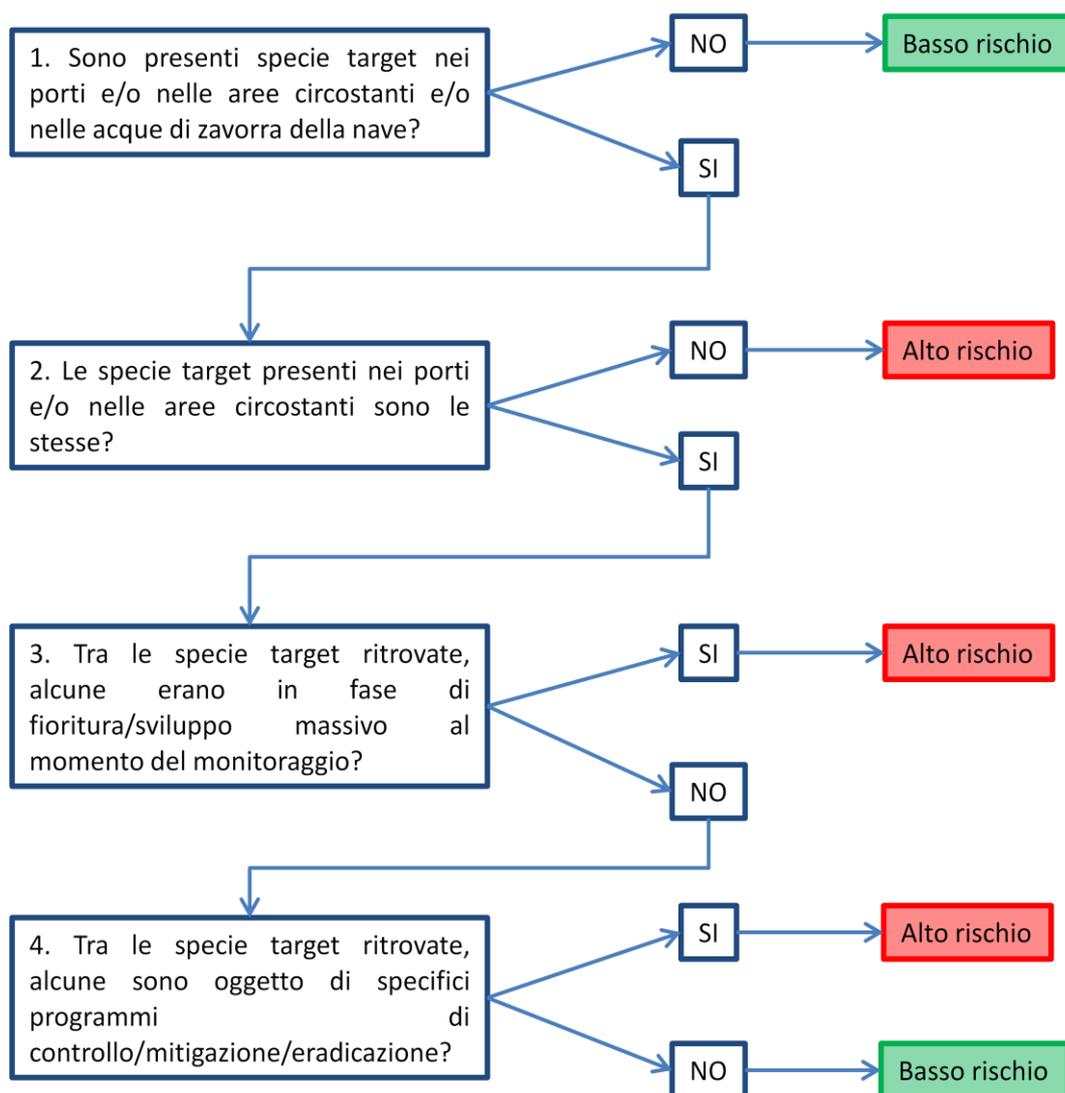


Figura 7 - Diagramma decisionale per la valutazione del rischio specie-specifica.

---

## APPENDICE A

### A1. Protocollo per il monitoraggio microbiologico delle acque portuali

Nelle acque del porto donatore e ricevente devono essere ricercati i seguenti indicatori microbiologici e batteri patogeni per l'uomo:

- *Escherichia coli*;
- enterococchi intestinali;
- *Vibrio cholerae* (O1 e O139).

#### A.1.1 Frequenza e tempi del campionamento

I campionamenti per l'analisi degli indicatori microbiologici e dei patogeni umani devono essere effettuati con cadenza almeno bimestrale nelle acque e almeno stagionale nei sedimenti.

#### A.1.2 Campionamento sul campo

Devono essere raccolti 1000 ml di acqua. Il campionamento deve seguire le norme descritte nella Direttiva Europea relativa alla gestione della qualità delle acque di balneazione (Direttiva 2006/7/CE)

#### A.1.3 Trattamento dei campioni e analisi

L'analisi dei campioni deve seguire le norme descritte nella Direttiva Europea per la Balneazione 2006/7/EC.

Per gli indicatori microbiologici il metodo analitico suggerito è descritto nella medesima Direttiva ed è per *E. coli*:

ISO 9308-1

ISO 9308-3

e per gli enterococchi intestinali:

ISO 7899-1

ISO 7899-2

Il seguente metodo analitico è indicato per l'identificazione di *Vibrio cholerae* O1 e O139:

"Standard Analytical Protocol for *Vibrio cholerae* O1 and O139 in Drinking Water and Surface Water", EPA 600/R-10/139<sup>7</sup>.

### A2. Protocollo per il monitoraggio dei parametri biotici ed abiotici delle aree portuali

#### A.2.1 Aree da campionare

Per elaborare un piano di campionamento specifico per l'area di indagine devono essere prese in considerazione tutte le aree nelle quali gli OANP potrebbero essere introdotti dalle navi. Al fine della loro individuazione, si suggerisce di porsi le seguenti domande:

- Dove sono le aree nei porti in cui le operazioni di scarico potrebbero comportare il rilascio di acqua di zavorra? Ciò può includere gli ormeggi in cui le merci sono caricate e scaricate e le boe o gli ancoraggi presso cui le navi attendono di entrare nel porto.
- Dove si sono verificate in passato le attività di shipping?
- Dove si trovano altri vettori di NIS come acquacoltura e smaltimento di materiale dragato dal porto?
- Quanto sono diversi gli habitat nelle vicinanze della zona portuale?
- Con che facilità e sicurezza possono essere campionati questi habitat?
- Qual è il tasso di scambio idrico tra i porti e le aree circostanti?

---

<sup>7</sup> EPA 600/R-10/139, October 2010. Standard Analytical Protocol for *Vibrio cholerae* O1 and O139 in Drinking Water and Surface Water.

Sulla base di ciò, deve essere fornito un piano di campionamento corredato da tutte le informazioni necessarie a descrivere il porto (mappe, foto, esposizione al moto ondoso e correnti, batimetria, lavori di bonifica o dragaggio, ecc.).

### **A.2.2 Siti di campionamento**

Le condizioni idrodinamiche all'interno del porto e lo scambio idrico tra il porto e l'area circostante devono essere presi in considerazione quando si selezionano i siti di campionamento.

L'individuazione dei siti di campionamento deve essere tale da consentire di campionare tutte le diverse tipologie di habitat (substrati sia mobili che duri) nell'area portuale, nonché tutti i diversi tipi di habitat (o strutture) di colonizzazione appartenenti a ciascuna categoria (fondali marini, moli, frangiflutti, ecc.). Un'attenzione particolare e maggiori sforzi di campionamento dovrebbero essere assegnati ai seguenti tipi di aree ad alta priorità:

**Tabella A1** – Aree ad alta priorità per l'individuazione dei siti di campionamento nelle zone portuali (da 1 a 3: molto elevata, elevata, media). (Hewitt and Martin, 2001<sup>8</sup>)

<b>Area</b>	<b>Priorità</b>
<b>Shipping facilities commerciali</b>	
Ormezzi attivi	<b>1</b>
Moli inattivi/in disuso	<b>1</b>
Marcatori di canali	<b>1</b>
Ormezzi di nave rimorchiatore e pilota	<b>1</b>
Alaggio	<b>1</b>
Smaltimento di materiale dragato	<b>2</b>
Frangiflutti (per macroalghe)	<b>3</b>
<b>Aree adiacenti, esterne al porto</b>	
Habitat naturali nelle vicinanze	<b>2</b>
Aree esposte, al largo	<b>1</b>
Ancoraggi	<b>1</b>

#### *Numero di siti di campionamento*

Il numero di siti di campionamento richiesti per un'indagine adeguata dipenderà dalle dimensioni e dal tipo di porto e dai parametri biologici indagati. Come requisito minimo, devono essere selezionati almeno quattro siti di campionamento per ciascun parametro biologico per porto.

#### *Parametri abiotici*

I requisiti minimi per i dati sui parametri abiotici sono misurazioni di temperatura e salinità in ciascun sito di campionamento. Inoltre, la trasparenza dell'acqua deve essere misurata usando il disco di Secchi. Al fine di garantire una migliore caratterizzazione delle condizioni ambientali nei porti, è necessario misurare le concentrazioni di nutrienti, ossigeno e clorofilla 'a'. Campioni di sedimento devono essere presi per l'analisi della granulometria e del contenuto organico, necessaria a caratterizzare gli habitat associati alle specie di epifauna o infauna introdotte.

#### *Parametri biotici*

Devono essere campionati i seguenti gruppi di organismi:

- Batteri umani patogeni e indicatori microbiologici (v. sezione A1.)
- Plancton (fitoplancton, zooplancton, ittioplancton)
- Cisti di dinoflagellati
- Epifauna mobile e comunità ittica
  
- Flora e fauna bentonica (alghe, fanerogame, organismi animali)

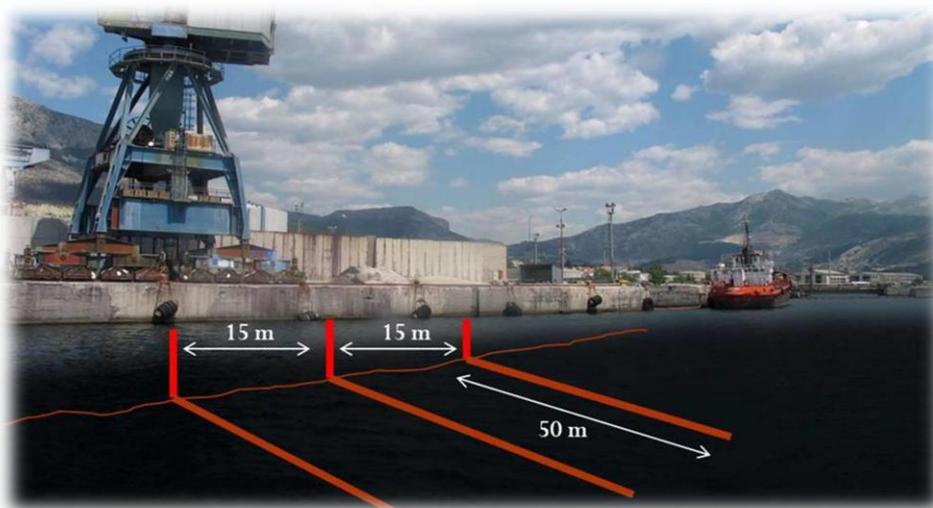
<sup>8</sup> Hewitt, C.L. and Martin, R.B. 2001. Revised protocols for baseline port surveys for introduced marine species: survey design, sampling protocols and specimen handling, *CRIMP Technical Report Number 22*, Centre for Research on Introduced Marine Pests - CSIRO Marine Research, Hobart.

### ***A.2.3 Frequenza e tempistica del campionamento***

In considerazione delle variazioni stagionali di abbondanza e distribuzione degli organismi marini e dei diversi cicli vitali, il campionamento deve essere eseguito con frequenza almeno stagionale per le cisti di dinoflagellati e l'epibenthos. Le comunità planctoniche devono essere campionate con frequenza almeno bimestrale.

### ***A.2.4 Protocollo di campionamento per il benthos***

Per ogni porto devono essere individuati almeno quattro siti di campionamento. Per ciascun sito di campionamento, vengono selezionati tre transetti per prelevare una serie di campioni verticali (fondo duro) e orizzontali (solitamente di fondo mobile) (Figura A1). Il primo transetto deve trovarsi ad almeno 10 m dalla fine dell'ormeggio e i successivi transetti a una distanza di 10-15 m. Per una esecuzione ottimale della procedura, sono necessari due subacquei e un assistente su una piccola imbarcazione di supporto.

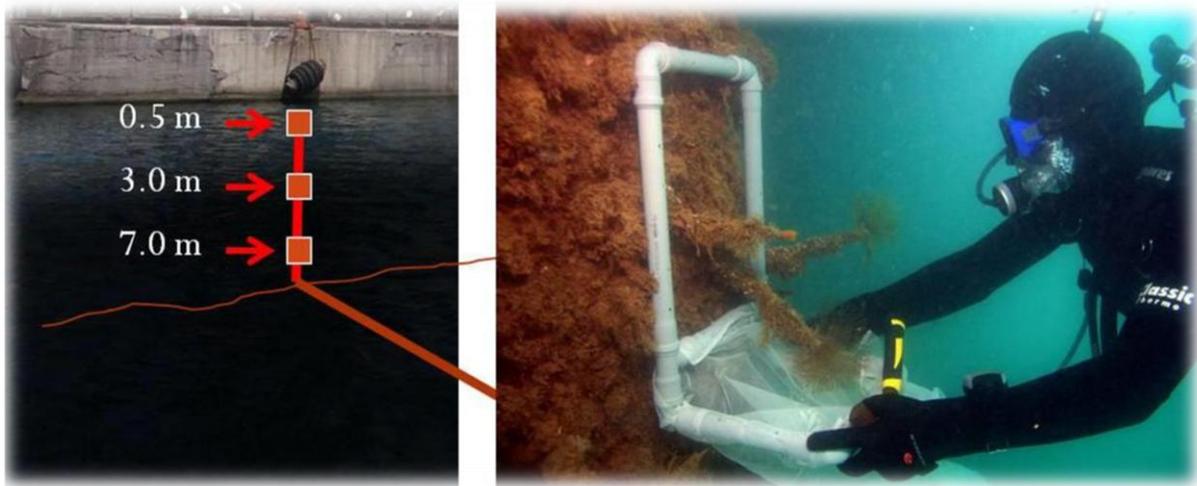


**Figura A1-** Devono essere individuati tre transetti per ciascun sito di campionamento. I transetti devono trovarsi a una distanza di circa 10-15 m. Sono costituiti da un segmento verticale su fondo duro e un segmento orizzontale, generalmente su fondo mobile, lungo 50 m.

#### ***Transetti verticali***

Lungo il transetto verticale il campionamento deve essere effettuato a 3 diverse quote, indicativamente a 0,5 m, 3,0 m, e 7,0 m di profondità, utilizzando un 'rettangolo di campionamento' di dimensioni pari a 0,25 m x 0,4 m provvisto di sacchetto a rete (maglia rete da 1,0 mm). La profondità di campionamento può essere personalizzata in base alla profondità specifica del molo.

Il rettangolo di campionamento può essere facilmente realizzato con tubi e reti in plastica per uso commerciale (Figura A2). Il subacqueo posiziona il rettangolo di campionamento sul substrato con una mano e stacca il biota con l'altra mano usando uno scalpello con la testa piatta (Figura A3) avendo cura di far cadere tutto il materiale all'interno del retino.



**Figura A2** - Ad ogni profondità (indicativamente a 0,5, 3 e 7 m), è necessario raccogliere un campione di fondo duro utilizzando un rettangolo di campionamento (0,25 m x 0,4 m) provvisto di sacchetto a rete (rete da 1,0 mm).



**Figura A3** - Attività di campionamento subacqueo con scalpello e rettangolo di campionamento.

Ulteriori campioni casuali devono essere raccolti intorno ai siti di campionamento, da raccogliere in sacchetti separati. I tre rettangoli di campionamento possono essere appesi a una corda fatta scendere dalla barca a diverse profondità (opzione migliore) ovvero un subacqueo può consegnare un quadrato di campionamento completo all'aiutante sull'imbarcazione. L'aiutante scarica il campione in un secchio e restituisce il rettangolo di campionamento al sub. Prima di rimuovere gli organismi, il campione deve essere fotografato. Altre fotografie devono essere scattate nell'intorno del campione per rilevare quante più specie e comunità di fouling possibili.

#### *Transetti orizzontali*

Le indagini devono anche essere effettuate su 3 transetti orizzontali lunghi 50 m. Un subacqueo porta sul fondo un carotatore ( $\varnothing = 18$  cm, h = 30 cm) e due sacchi a rete (maglia da 1 mm) insieme ad una corda (metro) che serve a misurare il transetto di 50 m perpendicolare al molo. Il secondo sub lo segue, fa foto sul fondo o di singole specie e raccoglie campioni se necessario.

A 50 m dal transetto verticale (Figura A4), deve essere prelevata una carota (in 3 repliche) e il campione viene trasferito nel sacco a rete, che deve essere spesso delicatamente agitato per far uscire il sedimento.



**Figura A4-** Campionamento di infauna su transetto orizzontale utilizzando un carotiere a mano ( $\varnothing = 18 \text{ cm}$ ,  $h = 30 \text{ cm}$ ).

I subacquei ritornano poi verso la base del transetto ed effettuano un ulteriore campionamento a 1 m di distanza dal transetto verticale. Poi risalgono e conferiscono il campione alla barca. Subacquei ed imbarcazione si spostano poi al transetto successivo.

Totale campioni per ciascun sito di fondo duro (tre transetti verticali) = 9 campioni: 3 campioni a 1,5 m di profondità, 3 campioni a 3 m di profondità, 3 campioni a 7 m di profondità.

Totale campioni su fondo mobile (3 transetti orizzontali) = 6 carote: 2 campioni 'interni' (a distanza di 1 m dal transetto verticale) e 2 campioni 'esterni' (a distanza di 50 m dal transetto verticale) per ciascun transetto.

Ulteriori campioni casuali.

Documentazione fotografica delle aree campionate e di aree adiacenti.

I tempi stimati per ciascun sito di campionamento (3 transetti) sono di 60-90 min.

## A.2.5 Campionamento

### Dati ambientali

La posizione GPS di ciascun sito di campionamento deve essere registrata utilizzando il sistema di coordinate WGS84. La temperatura e la salinità nelle stazioni di campionamento devono essere misurate mediante sonda CTD o *submersible data logger*. La trasparenza dell'acqua deve essere misurata usando un disco Secchi.

### Fitoplancton

I campioni devono essere raccolti utilizzando retini da fitoplancton con maglia da  $20 \mu\text{m}$  per concentrare il campione per l'analisi qualitativa e semi-quantitativa su una scala 1-5 (1 = raro, 5 = molto abbondante). Devono essere effettuate in ogni sito almeno una retinata verticale e più retinate orizzontali a circa 2 m sotto la superficie alla velocità di circa  $0,30 \text{ ms}^{-1}$ . Per l'analisi quantitativa, è possibile campionare con un secchio o bottiglia Niskin. I campioni devono essere fissati e analizzati secondo il metodo di Utermöhl (Utermöhl, 1958<sup>9</sup>).

### Zooplancton

Per il campionamento dello zooplancton si devono utilizzare retini da zooplancton con una maglia appropriata per l'area (da  $200 \mu\text{m}$  o più piccola se applicabile). Le dimensioni della maglia dipendono dalla gamma di dimensioni dello zooplancton nell'area e devono essere riportate insieme ai dati. È necessario raccogliere un solo campione in ciascuna stazione per garantire un campionamento adeguato. La velocità di traino deve essere regolata a circa  $1 \text{ ms}^{-1}$  e la rete deve essere fermata a 1 m sopra il fondo.

<sup>9</sup> Utermöhl, H.1958. Zur Vollkommenheit der quantitativen phytoplankton-methodik. Mitteilung Internationale Vereinigung fuer Theoretische und Angewandte Limnologie, 9, 39 p.

---

### *Ittioplancton*

I campioni di ittioplancton devono essere prelevati con reti verticali con maglia da 300 µm. Devono essere condotte tre calate verticali, distanziate di 10-15 m, per garantire una dimensione campionaria qualitativamente e quantitativamente adeguata.

### *Cisti di dinoflagellati*

Il sedimento superficiale per la determinazione delle cisti di dinoflagellati deve essere raccolto per mezzo di un carotatore di gravità come il Phleger courier o utilizzando un operatore subacqueo. I campioni possono essere raccolti anche usando la benna van Veen da cui vengono prelevate le carote. Per ogni stazione devono essere prelevate almeno due repliche. Le aree dragate di recente devono essere evitate. Se non deve essere eseguita la germinazione delle cisti, il campione deve essere fissato con fissativi idonei e analizzato il prima possibile per evitare il cambiamento di composizione (rapporto tra cisti vive e cisti vuote) (Matsuoka e Fukuyo, 2000<sup>10</sup>).

### *Epifauna mobile e comunità ittica*

L'epifauna mobile, come granchi, pesci e gamberetti, deve essere campionata in ogni sito usando delle gabbie. Le gabbie sono di natura selettiva e pertanto forniscono solo misure relative dell'abbondanza delle specie. Si deve prestare attenzione a posizionare le gabbie su tutti i substrati disponibili, inclusi fango, sabbia e substrati rocciosi; esse devono essere legate saldamente a pontili o altre strutture. Sono richieste almeno 3 gabbie in ciascun sito, da mantenere in loco per almeno 48 ore. Gli organismi catturati devono essere mantenuti al fresco e, successivamente in laboratorio, identificati a livello di specie, misurati, pesati e conservati. I pesci e gli invertebrati più grandi possono essere congelati, gli invertebrati più piccoli conservati con idonei fissativi. Una indagine visiva utilizzando apparecchiature video, deve essere eseguita in ciascun sito. I subacquei devono spostarsi lungo transetti di 10 m a diverse profondità che vanno da 0 m al fondo, per registrare la presenza e il numero di eventuali specie ittiche, compresi eventuali taxa non indigeni. Le indagini devono essere eseguite su substrati rigidi, prendendo nota della torbidità dell'acqua e delle caratteristiche del fondo. Il campionamento dovrebbe effettuarsi contemplando tre posizioni casuali all'interno di ciascun porto e tre transetti replicati (allocati casualmente all'interno di ciascuna posizione) per un numero minimo di 9 transetti/porto. I tramagli dovrebbe essere utilizzati per campionare i pesci costieri. Le caratteristiche tecniche delle reti (dimensione delle maglie, altezza, ecc.) dovrebbero essere scelte sulla base del giudizio esperto per ciascun sito di campionamento.

### *Flora e fauna lungo i transetti verticali*

Il protocollo di campionamento per il benthos di fondo duro è riportato nel paragrafo A.2.4.

Tre superfici di campionamento devono essere raschiate sul fondo rigido verticale, precisamente una superficie di campionamento per ciascuna profondità selezionata su ciascun transetto. La distribuzione dei campioni in base alla profondità può essere personalizzata in base alle specifiche profondità del pontile e alle condizioni idromorfologiche dell'area. I campioni devono essere raccolti e tenuti refrigerati sul ghiaccio o trasportati immediatamente al laboratorio per la successiva analisi. Se necessario, campioni specifici di organismi animali possono essere conservati direttamente in alcool al 90% o narcotizzati con isotonic di magnesio o mentolo per almeno un'ora prima della conservazione in formalina, a seconda dei casi entro 8 ore dalla raccolta.

I campioni raschiati devono essere conservati nella loro interezza in un barattolo e inviati al laboratorio per il sorting di flora e fauna. Esperti tassonomi separeranno la componente animale da quella vegetale ed effettueranno il riconoscimento delle specie. Una volta che lo smistamento e la stima della copertura della componente macroalgale sono stati condotti in laboratorio, la specie deve essere pressata in carta da erbario e le specie incrostanti dovrebbero essere conservate in formalina al 4%, al fine di creare un "archivio" delle alghe identificate.

In caso di visibilità molto bassa o altri eventuali problemi di sicurezza, è possibile utilizzare altri metodi, se debitamente giustificati.

---

<sup>10</sup> Matsuoka and Fukuyo, 2000. K. Matsuoka, Y. Fukuyo. Technical guide for modern dinoflagellate cyst study. WESTPAC-HAB/WESTPAC/IOC, Japan Soc. Promotion Sci (2000)

### *Flora e fauna lungo i transetti orizzontali*

Per il campionamento dell'infrafauna lungo i transetti orizzontali di 50 m si veda il paragrafo A.2.4. Devono essere prelevati sei campioni in ciascun sito, lungo tre transetti orizzontali, situati ad almeno 15 m di distanza l'uno dall'altro. In ogni transetto devono essere prelevate a mano due carote: uno a 50 m dal transetto verticale e uno a 1 m dal transetto verticale). Le ricerche visive per localizzare e raccogliere la flora e la fauna macroscopica non indigene devono essere intraprese lungo lo stesso transetto. In aggiunta, il transetto deve essere registrato tramite video e fotografato. Una stima approssimativa dell'abbondanza degli organismi può essere effettuata direttamente sul campo valutando la copertura percentuale. Se la visibilità è inferiore a 1 m, è improbabile che le ricerche visive e le registrazioni video dei transetti siano praticabili. In questi casi, alcuni campioni casuali devono essere prelevati utilizzando una benna van Veen nell'area portuale secondo un disegno stratificato, al fine di cercare una possibile colonizzazione del fondo mobile. La qualità dei sedimenti può essere valutata visivamente ovvero può essere prelevato un campione separato per l'analisi dei sedimenti. In caso di scarico di acqua di zavorra noto nel sito, possono essere prelevati campioni bentonici supplementari. La qualità inferiore può rendere difficile la raccolta di campioni da determinati siti e l'acquisizione di un campione soddisfacente può richiedere diversi tentativi. Un campione soddisfacente richiede una penetrazione della benna di almeno 10 cm nel sedimento.

**Tabella A2 - Protocollo di campionamento (tratto dal protocollo CRIMP di Hewitt e Martin 2001, modificato).**

Taxa campionato	Metodo	Habitat			
		Fondi mobili	Fondi duri	Macroalghe	Plancton
Cisti dinoflagellati	Small core (2,5 diam.)	X			
Infauna	Large core (18 cm diam.) Medium core (4,6 cm diam.) per la meiofauna	X		X	
Fitoplancton	Plankton net (20 µm)				X
Zooplancton	Plankton net (200 µm o inferiore)				X
Ittioplancton	Plankton net (300 µm)				X
Epifauna vagile	Trappole	X	X	X	X
Macrobiota	Visual survey	X	X	X	
Organismi sedentari	Quadrat scraping		X		
Organismi sedentari	Video transect	X	X	X	
Epifauna mobile/pesci	Trammel net	X	X	X	X

Le stazioni per il campionamento della meiofauna (38 µm -1 cm) sono le stesse descritte per l'infrafauna bentonica.

Se possibile, i campioni di meiofauna vengono prelevati dai subacquei. I sub di solito ottengono campioni di migliore qualità perché sono in grado di posizionare i campionatori con cura e inserire lentamente il carotatore. Tuttavia, se l'immersione non è possibile, può essere utilizzato un carotatore a gravità dalla imbarcazione.

I campioni devono essere prelevati almeno in tre replicati, a causa della distribuzione irregolare della meiofauna.

Gli animali vengono recuperati dal sedimento con centrifugazione in mezzo di acqua distillata Levasil®- densità specifica (densità specifica = 1,17 g/cm<sup>3</sup>). La fauna deve essere conservata in etanolo al 70% o in formalina tamponata al 4%.

### A.2.6. Metodi alternativi

Alcuni metodi citati nel protocollo CRIMP (Hewitt e Martin, 2001) non sono adatti a tutti gli ambienti portuali, principalmente a causa della scarsa visibilità e rischio di inquinamento. In queste circostanze dovrebbero essere usati metodi alternativi, elencati nella Tabella A3.

**Tabella A3** – Metodi alternativi al protocollo CRIMP.

Metodo alternativo	Metodo CRIMP che viene sostituito
Gravity corer	Small sediment core
Benthic grab	Large sediment core
Epibenthic sled	Dive transect
Beam trawl	Dive transect, poison station
Box crab trap	Dive transect, poison station
Fish trap	Poison station
Starfish trap	Dive transect

I conteggi visivi (mediante registrazione video o dai subacquei) e le conoscenze ecologiche locali potrebbero essere utilizzati come metodi alternativi per il campionamento di epifauna mobile e comunità ittiche.

### A.2.7. Analisi dei campioni

Tutti i taxa devono essere identificati e le specie non indigene e indigene nocive devono essere identificate al livello tassonomico più basso possibile. L'abbondanza delle specie deve essere riportata come numero di individui per unità di volume o di peso del sedimento. Se i dati sull'abbondanza non sono disponibili, l'abbondanza può essere stimata utilizzando una scala da 1 a 5 (1 = raro, 5 = molto abbondante) o scala percentuale.

L'abbondanza di specie di macroalghe native e non native deve essere riportata in percentuale di copertura su 400 cm<sup>2</sup>. Se viene rilevata una presenza molto abbondante e stratificata di specie invasive, i valori di abbondanza devono essere espressi come biomassa su peso secco (g p.s. m<sup>-2</sup>).

L'analisi del campione e l'identificazione delle specie fitoplanctoniche devono essere condotte in laboratorio secondo i metodi standardizzati e le migliori pratiche di laboratorio. Al fine di garantire l'identificazione del livello tassonomico più basso, le analisi molecolari e la microscopia elettronica devono essere utilizzate in aggiunta alle analisi convenzionali mediante microscopia ottica.

Per le indagini sulle cisti di dinoflagellati, la pulizia e la concentrazione di cisti dai campioni di sedimento dovrebbero essere eseguite mediante procedura di setacciatura o metodo palinologico (Matsuoka e Fukuyo, 2000). Al fine di identificare le specie, potrebbe essere necessario eseguire la germinazione delle cisti.

L'identificazione delle specie di epifauna mobile dovrebbe essere effettuata da campioni conservati e/o fotografie.

I campioni derivanti dal raschiamento di substrati duri dovrebbero essere analizzati qualitativamente da esperti tassonomi. L'elenco dei taxa osservati e, se possibile, la loro copertura e la biomassa secca per unità di superficie devono essere individuati.

Per le macroalghe, in laboratorio devono essere ricostruiti i tre quadratini di campionamento raschiati e deve essere determinata la composizione delle specie e l'abbondanza di tutte le macroalghe (native e non native); l'abbondanza deve essere valutata come proiezione ortogonale di ogni specie ed espressa come copertura percentuale della superficie quadrata di 400 cm<sup>2</sup> (Boudouresque, 1971<sup>11</sup>). Nel caso di specie che mostrano una percentuale di copertura <1%, l'abbondanza può essere considerata trascurabile e le specie elencate solo come una presenza. In alternativa, la copertura percentuale dei taxa macroalgali può essere valutata mediante analisi di campioni fotografici utilizzando i programmi di elaborazione delle immagini. Tuttavia, a causa del basso potere di rilevazione della tecnica del censimento visivo (il livello di specie è spesso non riconoscibile nei campioni fotografici), questo tipo

<sup>11</sup> Boudouresque, Charles. (1971). Méthodes d'étude qualitative et quantitative du benthos (en particulier du phytobenthos). Tethys. 3. 79-104.

---

di analisi dovrebbe essere sempre supportato dall'analisi distruttiva del campione, al fine di collegare l'identificazione di una specie nel campione distruttivo con la percentuale di copertura osservata in quella fotografica.

Campioni fotografici devono anche essere usati per dare una stima approssimativa dell'abbondanza di alghe NIS trovate su fondo mobile.

#### ***A.2.8. Restituzione dei risultati***

L'elenco dei taxa registrati attraverso studi condotti in precedenza nei porti e nelle aree adiacenti dovrebbe essere incluso nei risultati delle indagini portuali. I risultati verranno riportati in formato di report standard e schede dati. Le schede tecniche dovrebbero essere organizzate come una matrice di elenchi di specie e di porti rilevati.

Format del report standard

1. Riepilogo dei risultati
2. Introduzione
3. Obiettivi
4. Descrizione della porto
  - 4.1. Caratteristiche generali
  - 4.2. Condizioni ambientali e climatologiche
  - 4.3. Condizioni idrodinamiche
  - 4.4. Attività di shipping
  - 4.5. Sviluppo e manutenzione del porto
5. Metodi
6. Risultati
  - 6.1. Ambiente portuale
  - 6.2. Revisione delle informazioni biologiche esistenti
  - 6.3. Biota nativo
  - 6.4. Specie non indigene
  - 6.5. Specie cripto geniche
  - 6.6. Specie nuove e non identificate
7. Analisi del rischio
8. Riferimenti bibliografici

## APPENDICE B

**Tabella B1** - Lista delle specie target nei mari italiani per le sottoregioni della Direttiva 2008/56/EC: Mare Adriatico (AS), Mar Ionio e Mar Mediterraneo Centrale (ISCMS), Mar Mediterraneo Occidentale (WMS). Tipo di specie target: specie non indigena (NIS), specie invasiva (IAS), specie criptogenica (C), specie nociva nativa (HN), specie in espansione di areale (RES). Impatti: A=accertato, P= potenziale.

Taxa	Nome scientifico	Tipo di specie target	Sottoregione			Potenziale di diffusione	Possibile presenza di stadi vitali in acque di zavorra	Impatti sulla salute umana	Impatti di tipo economico	Impatti ambientali
			AS	ISCMS	WMS					
microalghe	<i>Alexandrium catenella</i> (Whedon & Kofoid) Balech, 1985	IAS		x	x	x	x	A		A
microalghe	<i>Chaetoceros bacteriastroides</i> G.H.H.Karsten, 1907	NIS			x		x	P		
microalghe	<i>Ostreopsis ovata</i> Fukuyo, 1981	IAS	x	x	x	x	x	A	A	
microalghe	<i>Pseudo-nitzschia multistriata</i> (Takano) Takano, 1995	NIS	x		x		x	A	A	
microalghe	<i>Skeletonema tropicum</i> Cleve, 1900	NIS			x		x			
macrofite	<i>Acrothamnion preissii</i> (Sonder) E.M.Wollaston, 1968	IAS		x	x	x			A	A
macrofite	<i>Agardhiella subulata</i> (C.Agardh) Kraft & M.J.Wynne, 1979	NIS		x						P
macrofite	<i>Aglaothamnion feldmanniae</i> Halos, 1965	NIS	x		x		x			P
macrofite	<i>Antithamnion amphigenum</i> A.J.K.Millar, 1990	NIS		x	x					P
macrofite	<i>Antithamnion hubbsii</i> E.Y.Dawson, 1962	IAS	x	x		x			A	A
macrofite	<i>Apoglossum gregarium</i> (E.Y.Dawson) M.J.Wynne, 1985	NIS		x	x					P
macrofite	<i>Ascophyllum nodosum</i> (Linnaeus) Le Jolis, 1863	NIS		x						P
macrofite	<i>Asparagopsis armata</i> Harvey, 1855	IAS	x	x	x	x			A	A
macrofite	<i>Bonnemaisonia hamifera</i> Hariot, 1891	IAS	x	x	x	x				A
macrofite	<i>Botryocladia madagascariensis</i> G.Feldmann, 1945	NIS	x	x	x					P
macrofite	<i>Caulerpa cylindracea</i> Sonder, 1845	IAS	x	x	x	x	x			A
macrofite	<i>Caulerpa taxifolia</i> (M.Vahl) C.Agardh, 1817	IAS		x	x	x				A

<b>macrofite</b>	<i>Caulerpa taxifolia</i> var. <i>distichophylla</i> (Sonder) Verlaque, Huisman & Procaccini, 2013	NIS		x						P
<b>macrofite</b>	<i>Ceramium</i> <i>strobiliforme</i> G.W.Lawson & D.M.John, 1982	NIS	x		x					P
<b>macrofite</b>	<i>Chondria polyrhiza</i> F.S.Collins & Hervey, 1917	NIS		x						P
<b>macrofite</b>	<i>Chondria pygmaea</i> Garbary & Vandermeulen, 1990	IAS	x	x	x	x				P
<b>macrofite</b>	<i>Codium fragile</i> subsp. <i>atlanticum</i> (A.D.Cotton) P.C.Silva, 1955	NIS			x					P
<b>macrofite</b>	<i>Codium fragile</i> subsp. <i>fragile</i> (Suringar) Hariot, 1889	IAS	x	x	x	x	x		A	A
<b>macrofite</b>	<i>Colpomenia</i> <i>peregrina</i> Sauvageau, 1927	IAS		x	x	x			A	P
<b>macrofite</b>	<i>Grateloupia minima</i> P.L.Crouan & H.M.Crouan, 1867	NIS		x						P
<b>macrofite</b>	<i>Grateloupia</i> <i>turuturu</i> Yamada, 1941	IAS	x	x		x				A
<b>macrofite</b>	<i>Halophila stipulacea</i> (Forsskål) Ascherson, 1867	IAS		x	x	x				A
<b>macrofite</b>	<i>Halothrix</i> <i>lumbricalis</i> (Kützing) Reinke, 1888	NIS	x	x			x			P
<b>macrofite</b>	<i>Heterosiphonia</i> <i>japonica</i> f. <i>nipponica</i> Yendo	IAS	x			x			A	P
<b>macrofite</b>	<i>Hypnea flexicaulis</i> Y.Yamagishi & M.Masuda, 2000	NIS	x				x			P
<b>macrofite</b>	<i>Hypnea cornuta</i> (Kützing) J.Agardh, 1851	NIS		x						P
<b>macrofite</b>	<i>Hypnea flexicaulis</i> Y.Yamagishi & M.Masuda, 2000	NIS	x							P
<b>macrofite</b>	<i>Hypnea spinella</i> (C.Agardh) Kützing, 1847	IAS		x	x	x				P
<b>macrofite</b>	<i>Laurencia</i> <i>chondrioides</i> Børgesen, 1918	IAS	x	x	x	x				P
<b>macrofite</b>	<i>Laurencia</i> <i>majuscula</i> (Harvey) A.H.S.Lucas, 1935	IAS		x	x	x				P
<b>macrofite</b>	<i>Leathesia marina</i> (Lyngbye) Decaisne, 1842	NIS	x							P
<b>macrofite</b>	<i>Lomentaria</i> <i>hakodatensis</i> Yendo, 1920	NIS	x							P
<b>macrofite</b>	<i>Lophocladia</i> <i>lallemandii</i> (Montagne) F.Schmitz, 1893	IAS	x	x	x	x	x			A
<b>macrofite</b>	<i>Neosiphonia harveyi</i> (J.W.Bailey) M.- S.Kim, H.-G.Choi, Guiry & G.W.Saunders, 2001	IAS	x	x	x	x				P

<b>macrofite</b>	<i>Padina boergesenii</i> Allender & Kraft, 1983	NIS		x						P
<b>macrofite</b>	<i>Plocamium</i> <i>secundatum</i> (Kützting) Kützting, 1866	NIS		x						P
<b>macrofite</b>	<i>Polysiphonia</i> <i>morrowii</i> Harvey, 1857	IAS	x	x		x			A	P
<b>macrofite</b>	<i>Sargassum muticum</i> (Yendo) Fensholt, 1955	IAS	x			x			A	A
<b>macrofite</b>	<i>Scytosiphon dotyi</i> M.J.Wynne, 1969	NIS	x							P
<b>macrofite</b>	<i>Solieria filiformis</i> (Kützting) P.W.Gabrielson, 1985	NIS		x	x					P
<b>macrofite</b>	<i>Symphocladia</i> <i>marchantioides</i> (Harvey) Falkenberg, 1897	NIS			x					P
<b>macrofite</b>	<i>Ulva pertusa</i> Kjellman, 1897	NIS	x							A
<b>macrofite</b>	<i>Undaria pinnatifida</i> (Harvey) Suringar, 1873	IAS	x	x		x	x			A
<b>macrofite</b>	<i>Womersleyella</i> <i>setacea</i> (Hollenberg) R.E.Norris, 1992	IAS	x	x	x	x			A	A
<b>poriferi</b>	<i>Paraleucilla magna</i> Klautau, Monteiro & Borojevic, 2004	IAS	x	x	x	x			A	P
<b>cnidari</b>	<i>Aequorea forskalea</i> Péron & Lesueur, 1810	HN	x	x	x			A	A	
<b>cnidari</b>	<i>Aurelia aurita</i> (Linnaeus, 1758)	HN	x	x	x			A	A	
<b>cnidari</b>	<i>Carybdea</i> <i>marsupialis</i> (Linnaeus, 1758)	HN	x	x	x			A	A	
<b>cnidari</b>	<i>Cassiopea</i> <i>andromeda</i> (Forsskål, 1775)	IAS			x		x	A	A	P
<b>cnidari</b>	<i>Catostylus tagi</i> (Haeckel, 1869)	RES		x			x	A	A	P
<b>cnidari</b>	<i>Chrysaora</i> <i>hysoscella</i> (Linnaeus, 1767)	HN	x	x	x			A	A	
<b>cnidari</b>	<i>Cirrholovenia</i> <i>tetranema</i> Kramp, 1959	IAS			x	x	x			P
<b>cnidari</b>	<i>Clytia hummelincki</i> (Leloup, 1935)	IAS	x	x	x	x	x		A	A
<b>cnidari</b>	<i>Clytia linearis</i> (Thorneley, 1900)	IAS	x	x	x	x				P
<b>cnidari</b>	<i>Clytia mccrady</i> (Brooks, 1888)	IAS			x	x				P
<b>cnidari</b>	<i>Cordylophora</i> <i>caspia</i> (Pallas, 1771)	IAS	x	x	x	x	x		A	A
<b>cnidari</b>	<i>Coryne eximia</i> Allman, 1859	IAS			x	x				P
<b>cnidari</b>	<i>Cotylorhiza</i> <i>tuberculata</i> (Macri, 1778)	HN	x	x	x			A	A	
<b>cnidari</b>	<i>Diadumene cincta</i> Stephenson, 1925	NIS	x							P
<b>cnidari</b>	<i>Drymonema</i> <i>dalmatinum</i> Haeckel, 1880	HN	x					A	A	

<b>cnidari</b>	<i>Ectopleura dumortieri</i> (Van Beneden, 1844)	IAS	x		x	x				P
<b>cnidari</b>	<i>Eudendrium carneum</i> Clarke, 1882	IAS		x	x	x	x			P
<b>cnidari</b>	<i>Eudendrium merulum</i> Watson, 1985	IAS	x	x	x	x	x			P
<b>cnidari</b>	<i>Filellum serratum</i> (Clarke, 1879)	NIS			x					P
<b>cnidari</b>	<i>Garveia franciscana</i> (Torrey, 1902)	IAS	x			x	x		A	P
<b>cnidari</b>	<i>Gonionemus vertens</i> A. Agassiz, 1862	IAS	x		x	x	x	A		P
<b>cnidari</b>	<i>Helgicirrho schulzei</i> Hartlaub, 1909	IAS	x		x	x				P
<b>cnidari</b>	<i>Moerisia inkermanica</i> Paltchikowa-Ostroumowa, 1925	NIS			x					P
<b>cnidari</b>	<i>Oculina patagonica</i> de Angelis, 1908	IAS			x	x				A
<b>cnidari</b>	<i>Olindias phosphorica</i> (Delle Chiaje, 1841)	HN	x	x	x		x	A	A	
<b>cnidari</b>	<i>Pelagia benovici</i> Piraino, Aglieri, Scorrano & Boero 2014	C	x				x	A		P
<b>cnidari</b>	<i>Pelagia noctiluca</i> (Forsskål, 1775)	HN	x	x	x			A	A	
<b>cnidari</b>	<i>Phyllorhiza punctata</i> Lendenfeld, 1884	IAS		x	x			A	A	P
<b>cnidari</b>	<i>Physalia physalis</i> (Linnaeus, 1758)	IAS		x	x	x		A	A	P
<b>cnidari</b>	<i>Porpita porpita</i> (Linnaeus, 1758)	HN	x	x	x			A	A	
<b>cnidari</b>	<i>Rhizostoma pulmo</i> (Macri, 1778)	HN	x	x	x			A	A	
<b>cnidari</b>	<i>Rhopilema nomadica</i> Galil, Spanier & Ferguson, 1990	IAS		x		x		A	A	P
<b>cnidari</b>	<i>Scolionema suvaense</i> (Agassiz & Mayer, 1899)	NIS			x					P
<b>cnidari</b>	<i>Thyroscyphus fruticosus</i> (Esper, 1793)	IAS	x			x				P
<b>cnidari</b>	<i>Veella veella</i> (Linnaeus, 1758)	HN	x	x	x			A	A	
<b>ctenofori</b>	<i>Mnemiopsis leidyi</i> A. Agassiz, 1865	IAS	x	x	x	x	x	NO	A	A
<b>gasteropodi</b>	<i>Anteaeolidiella cacaotica</i> (Stimpson, 1855)	NIS			x					P
<b>gasteropodi</b>	<i>Aplysia dactylomela</i> Rang, 1828	IAS		x	x	x			A	A
<b>gasteropodi</b>	<i>Bursatella leachii</i> Blainville, 1817	IAS	x	x	x	x			A	A
<b>gasteropodi</b>	<i>Cerithium scabridum</i> Philippi, 1848	IAS	x	x	x	x				A
<b>gasteropodi</b>	<i>Chromodoris quadricolor</i> (Rüppell & Leuckart, 1830)	NIS			x					P
<b>gasteropodi</b>	<i>Crepidula fornicata</i> (Linnaeus, 1758)	IAS		x	x	x			A	A

<b>gasteropodi</b>	<i>Haminoea cyanomarginata</i> Heller & Thompson, 1983	NIS		x						P
<b>gasteropodi</b>	<i>Haminoea japonica</i> Pilsbry, 1895	NIS	x					A		A
<b>gasteropodi</b>	<i>Melibe viridis</i> (Kelaart, 1858)	IAS		x	x	x				A
<b>gasteropodi</b>	<i>Polycera hedgpethi</i> Er. Marcus, 1964	NIS	x							P
<b>gasteropodi</b>	<i>Polycerella emertoni</i> A. E. Verrill, 1880	NIS			x					P
<b>gasteropodi</b>	<i>Rapana venosa</i> (Valenciennes, 1846)	IAS	x	x	x	x	x		A	A
<b>gasteropodi</b>	<i>Rissoina spirata</i> (Sowerby I, 1833)	NIS			x					P
<b>gasteropodi</b>	<i>Sabia conica</i> (Schumacher, 1817)	NIS		x						P
<b>gasteropodi</b>	<i>Syphonota geographica</i> (A. Adams & Reeve, 1850)	NIS		x						P
<b>bivalvi</b>	<i>Anadara inaequalis</i> (Bruguière, 1789)	IAS	x			x	x			A
<b>bivalvi</b>	<i>Anadara transversa</i> (Say, 1822)	IAS	x	x		x	x			A
<b>bivalvi</b>	<i>Arcuatula senhousia</i> (Benson in Cantor, 1842)	IAS	x		x	x			A	A
<b>bivalvi</b>	<i>Brachidontes pharaonis</i> (P. Fischer, 1870)	IAS		x	x	x			A	A
<b>bivalvi</b>	<i>Crassostrea gigas</i> (Thunberg, 1793)	IAS	x	x		x		A		A
<b>bivalvi</b>	<i>Fulvia fragilis</i> (Forskål in Niebuhr, 1775)	IAS		x	x	x				P
<b>bivalvi</b>	<i>Mercenaria mercenaria</i> (Linnaeus, 1758)	NIS	x							P
<b>bivalvi</b>	<i>Mya arenaria</i> Linnaeus, 1758	IAS	x			x	x			A
<b>bivalvi</b>	<i>Pinctada imbricata radiata</i> (Leach, 1814)	IAS	x	x	x	x			A	A
<b>bivalvi</b>	<i>Pinctada margaritifera</i> (Linnaeus, 1758)	NIS		x						P
<b>bivalvi</b>	<i>Saccostrea cucullata</i> (Born, 1778)	NIS	x							P
<b>bivalvi</b>	<i>Saccostrea glomerata</i> (Gould, 1850)	NIS	x							P
<b>bivalvi</b>	<i>Theora lubrica</i> Gould, 1861	NIS			x					P
<b>bivalvi</b>	<i>Venerupis philippinarum</i> (A. Adams & Reeve, 1850)	IAS	x			x			A	A
<b>bivalvi</b>	<i>Xenostrobus securis</i> (Lamarck, 1819)	IAS	x		x	x				A
<b>cefalopodi</b>	<i>Tremoctopus gracilis</i> (Eydoux & Souleyet, 1852)	NIS	x		x					P
<b>policheti</b>	<i>Branchiomma bairdi</i> (McIntosh, 1885)	IAS	x	x	x	x	x			A
<b>policheti</b>	<i>Branchiomma luctuosum</i> (Grube, 1870)	IAS	x	x	x	x	x			A

<b>policheti</b>	<i>Desdemona ornata</i> Banse, 1957	IAS	x		x	x	x			A
<b>policheti</b>	<i>Diopatra hupferiana</i> <i>hupferiana</i> (Augener, 1918)	NIS		x						P
<b>policheti</b>	<i>Diopatra hupferiana</i> <i>monroi</i> (Day, 1957)	NIS		x						P
<b>policheti</b>	<i>Fabriciola ghardaqa</i> Banse, 1959	NIS	x							P
<b>policheti</b>	<i>Ficopomatus</i> <i>enigmaticus</i> (Fauvel, 1923)	IAS	x		x	x			A	A
<b>policheti</b>	<i>Hesionura serrata</i> (Hartmann- Schröder, 1960)	NIS	x							P
<b>policheti</b>	<i>Hyboscolex</i> <i>longiseta</i> Schmarda, 1861	NIS			x					P
<b>policheti</b>	<i>Hydroides dianthus</i> (Verrill, 1873)	IAS	x	x	x	x			A	
<b>policheti</b>	<i>Hydroides</i> <i>diramphus</i> Mörch, 1863	IAS			x	x			A	
<b>policheti</b>	<i>Hydroides elegans</i> (Haswell, 1883)	IAS	x	x	x	x			A	
<b>policheti</b>	<i>Isolda pulchella</i> Müller in Grube, 1858	NIS		x						P
<b>policheti</b>	<i>Leiochrides</i> <i>australis</i> Augener, 1914	NIS	x	x	x					P
<b>policheti</b>	<i>Leodice antennata</i> Savigny in Lamarck, 1818	NIS		x						P
<b>policheti</b>	<i>Linopherus</i> <i>canariensis</i> Langerhans, 1881	NIS		x						P
<b>policheti</b>	<i>Longibrachium</i> <i>atlanticum</i> (Day, 1973)	NIS			x					P
<b>policheti</b>	<i>Lumbrinerides</i> <i>neogesae</i> Miura, 1981	NIS	x		x					P
<b>policheti</b>	<i>Lumbrineris</i> <i>acutifrons</i> McIntosh, 1903	NIS		x						P
<b>policheti</b>	<i>Lysidice collaris</i> Grube, 1870	IAS	x	x		x				P
<b>policheti</b>	<i>Mediomastus</i> <i>capensis</i> Day, 1961	NIS			x					P
<b>policheti</b>	<i>Megalomma</i> <i>claparedei</i> (Gravier, 1906)	NIS	x							P
<b>policheti</b>	<i>Neanthes agulhana</i> (Day, 1963)	NIS	x	x	x					P
<b>policheti</b>	<i>Neopseudocapitella</i> <i>brasiliensis</i> Rullier & Amoureux, 1979	NIS	x				x			P
<b>policheti</b>	<i>Notomastus aberans</i> Day, 1957	NIS	x		x					P
<b>policheti</b>	<i>Notopygos crinita</i> Grube, 1855	NIS		x						P
<b>policheti</b>	<i>Novafabricia</i> <i>infratorquata</i> (Fitzhugh, 1973)	NIS	x				x			P
<b>policheti</b>	<i>Ophryotrocha</i> <i>japonica</i> Paxton & Åkesson, 2010	NIS		x	x					P
<b>policheti</b>	<i>Pista unibranchia</i> Day, 1963	NIS		x						P
<b>policheti</b>	<i>Podarkeopsis</i> <i>capensis</i> (Day, 1963)	NIS			x					P

<b>policheti</b>	<i>Polydora colonia</i> Moore, 1907	NIS	x							P
<b>policheti</b>	<i>Polydora cornuta</i> Bosc, 1802	IAS	x			x			A	A
<b>policheti</b>	<i>Prionospio</i> <i>pygmaeus</i> Hartman, 1961	NIS			x					P
<b>policheti</b>	<i>Protodorvillea</i> <i>egena</i> (Ehlers, 1913)	NIS		x						P
<b>policheti</b>	<i>Pseudonereis</i> <i>anomala</i> Gravier, 1900	IAS		x		x				A
<b>policheti</b>	<i>Spirorbis marioni</i> Caullery & Mesnil, 1897	IAS			x	x	x		A	P
<b>policheti</b>	<i>Streblosoma</i> <i>comatus</i> (Grube, 1859)	NIS			x					P
<b>policheti</b>	<i>Syllis alosae</i> San Martín, 1992	NIS	x							P
<b>copepodi</b>	<i>Acartia tonsa</i> Dana, 1849	IAS	x		x	x	x			A
<b>copepodi</b>	<i>Metacalanus</i> <i>acutioperculum</i> Ohtsuka, 1984	NIS			x					P
<b>copepodi</b>	<i>Paracartia grani</i> Sars G.O., 1904	NIS	x				x			P
<b>decapodi</b>	<i>Actumnus globulus</i> Heller, 1861	NIS			x					P
<b>decapodi</b>	<i>Calappa pelii</i> Herklots, 1851	NIS		x						P
<b>decapodi</b>	<i>Callinectes danae</i> Smith, 1869	NIS	x				x			P
<b>decapodi</b>	<i>Callinectes sapidus</i> Rathbun, 1896	IAS	x	x	x	x	x		A	A
<b>decapodi</b>	<i>Charybdis</i> <i>(Charybdis) lucifera</i> (Fabricius, 1798)	NIS	x			x	x			P
<b>decapodi</b>	<i>Dyspanopeus sayi</i> (Smith, 1869)	IAS	x			x	x		A	A
<b>decapodi</b>	<i>Eriocheir sinensis</i> H. Milne Edwards, 1853	IAS	x			x	x	A	A	A
<b>decapodi</b>	<i>Herbstia nitida</i> Manning & Holthuis, 1981	NIS		x						P
<b>decapodi</b>	<i>Heteropanope laevis</i> (Dana, 1852)	NIS			x					P
<b>decapodi</b>	<i>Menaethius</i> <i>monoceros</i> (Latreille, 1825)	NIS			x					P
<b>decapodi</b>	<i>Metapenaeus</i> <i>monoceros</i> (Fabricius, 1798)	IAS			x	x				A
<b>decapodi</b>	<i>Panulirus regius</i> De Brito Capello, 1864	NIS			x					P
<b>decapodi</b>	<i>Paralithodes</i> <i>camtschaticus</i> (Tilesius, 1815)	NIS		x						P
<b>decapodi</b>	<i>Penaeus japonicus</i> Spence Bate, 1888	IAS	x			x			A	A
<b>decapodi</b>	<i>Percnon gibbesi</i> (H. Milne Edwards, 1853)	IAS		x	x	x	x			A
<b>decapodi</b>	<i>Portunus (Portunus)</i> <i>pelagicus</i> (Linnaeus, 1758)	IAS		x	x	x	x		A	A
<b>decapodi</b>	<i>Rhithropanopeus</i> <i>harrisii</i> (Gould, 1841)	IAS	x			x	x			A
<b>decapodi</b>	<i>Scyllarus caparti</i> Holthuis, 1952	NIS	x							P

<b>decapodi</b>	<i>Sternodromia spirostris</i> (Miers, 1881)	NIS		x						P
<b>decapodi</b>	<i>Thalamita gloriensis</i> Crosnier, 1962	NIS				x				P
<b>anfipodi</b>	<i>Caprella scaura</i> Templeton, 1836	IAS	x	x	x	x				P
<b>anfipodi</b>	<i>Elasmopus pecteniscrus</i> (Bate, 1862)	IAS	x			x	x			P
<b>isopodi</b>	<i>Paracerceis sculpta</i> (Holmes, 1904)	NIS	x	x	x					P
<b>isopodi</b>	<i>Paradella diana</i> (Menzies, 1962)	NIS				x				P
<b>isopodi</b>	<i>Sphaeroma walkeri</i> Stebbing, 1905					x				P
<b>picnogonidi</b>	<i>Ammothea hilgendorfi</i> (Böhm, 1879)	NIS	x							P
<b>picnogonidi</b>	<i>Anoplodactylus californicus</i> Hall, 1912	NIS				x				P
<b>briozoi</b>	<i>Arachnoidella protecta</i> Harmer, 1915	NIS				x				P
<b>briozoi</b>	<i>Arbopercula tenella</i> (Hincks, 1880)	NIS		x						P
<b>briozoi</b>	<i>Crepidacantha poissonii</i> (Audouin, 1826)	NIS		x						P
<b>briozoi</b>	<i>Celleporaria brunnea</i> (Hincks, 1884)	NIS		x	x					P
<b>briozoi</b>	<i>Celleporella carolinensis</i> Ryland, 1979	NIS	x							P
<b>briozoi</b>	<i>Crisularia serrata</i> (Lamarck, 1816)	NIS				x				P
<b>briozoi</b>	<i>Pherusella brevituba</i> Soule, 1951	NIS				x				P
<b>briozoi</b>	<i>Tricellaria inopinata</i> d'Hondt & Occhipinti Ambrogi, 1985	IAS	x		x	x				A
<b>ascidie</b>	<i>Aplidium pallidum</i> (Verrill, 1871)	NIS				x				P
<b>ascidie</b>	<i>Botrylloides violaceus</i> Oka, 1927	NIS	x						A	A
<b>ascidie</b>	<i>Didemnum vexillum</i> Kott, 2002	IAS	x			x			A	A
<b>ascidie</b>	<i>Distaplia bermudensis</i> Van Name, 1902	IAS		x		x				P
<b>ascidie</b>	<i>Microcosmus squamiger</i> Michaelsen, 1927	IAS		x	x	x			A	A
<b>ascidie</b>	<i>Perophora viridis</i> Verrill, 1871	NIS	x			x				P
<b>ascidie</b>	<i>Polyandrocarpa zorritensis</i> (Van Name, 1931)	IAS		x	x	x			A	
<b>pesci</b>	<i>Abudefduf vaigiensis</i> (Quoy & Gaimard, 1825)	NIS				x				P
<b>pesci</b>	<i>Agonus cataphractus</i> (Linnaeus, 1758)	NIS				x				P
<b>pesci</b>	<i>Elates ransonnettii</i> (Steindachner, 1876)	NIS		x						P
<b>pesci</b>	<i>Epinephelus coioides</i> (Hamilton, 1822)	NIS	x				x	x		P

<b>pesci</b>	<i>Equulites klunzingeri</i> (Steindachner, 1898)	NIS		x						P
<b>pesci</b>	<i>Etrumeus golanii</i> Di Battista, Randall & Bowen, 2012	NIS		x						P
<b>pesci</b>	<i>Fistularia commersonii</i> Rüppell, 1838	IAS	x	x	x	x				A
<b>pesci</b>	<i>Lagocephalus sceleratus</i> (Gmelin, 1789)	IAS	x	x	x	x		A		P
<b>pesci</b>	<i>Pelates quadrilineatus</i> (Bloch, 1790)	NIS				x				P
<b>pesci</b>	<i>Platycephalus indicus</i> (Linnaeus, 1758)	NIS		x						P
<b>pesci</b>	<i>Pomadasys stridens</i> (Forsskål, 1775)	NIS				x				P
<b>pesci</b>	<i>Saurida lessepsianus</i> Russell, Golani, Tikochinski, 2015	IAS		x			x		A	A
<b>pesci</b>	<i>Seriola fasciata</i> (Bloch, 1793)	RES		x	x	x		?		A
<b>pesci</b>	<i>Siganus luridus</i> (Rüppell, 1829)	IAS	x	x	x	x		A		A
<b>pesci</b>	<i>Siganus rivulatus</i> Forsskål & Niebuhr, 1775	IAS		x			x	A		P
<b>pesci</b>	<i>Sphoeroides pachygaster</i> (Müller & Troschel, 1848)	RES	x	x	x	x		A		P
<b>pesci</b>	<i>Stephanolepis diaspros</i> Fraser-Brunner, 1940	NIS		x	x					P
<b>pesci</b>	<i>Synagrops japonicus</i> (Döderlein, 1883)	NIS				x				P