



Università
Ca' Foscari
Venezia

Corso di Laurea Magistrale

in **Scienze Ambientali (LM-75)**

curriculum:

**Valutazione e gestione dei sistemi
ambientali**

ordinamento

ex D.M. 270/2004

Tesi di Laurea

**Valutazione del grado di
ricolonizzazione di fanerogame
acquatiche in Laguna Nord:
accrescimenti e benefici ambientali**

Relatore

Ch. Prof. Adriano Sfriso

Correlatore

Ch. Prof. Alessandro Buosi

Laureando

Yari Tomio

Matricola

838600

Anno Accademico

2016 / 2017

ABSTRACT

L'elaborato di tesi è inserito nell'ambito del progetto Life SeResto, il quale ha lo scopo di riqualificare l'ecosistema della laguna nord di Venezia, attraverso il ripristino delle praterie di fanerogame acquatiche. A seguito dei trapianti di *Zostera marina* e *Zostera noltei*, avvenuti nel 2014-2015 in 35 stazioni, è stata intrapresa un'attività di monitoraggio degli accrescimenti delle zolle trapiantate e dei parametri ambientali nella colonna d'acqua e nel sedimento. Le analisi statistiche dei parametri ambientali (acqua e sedimento) correlati con gli accrescimenti delle zolle evidenziano come il successo dei trapianti sia fortemente influenzato dalle condizioni trofiche (concentrazione di fosforo e azoto) e dalla limpidezza dell'acqua. In particolare, si è potuto osservare il mancato attecchimento delle fanerogame in cinque stazioni dove le concentrazioni di fosforo e azoto nell'acqua e nel sedimento e la quantità di particolato sospeso risultano essere elevati. Tali zone sono fortemente influenzate da apporti di acqua dolce da parte dei fiumi. Gli accrescimenti studiati nelle altre stazioni mostrano un'espansione generale delle fanerogame, con coperture in alcune stazioni del 100%. Infine è stato intrapreso uno studio preliminare sulla Produzione Primaria Netta (PPN) e uptake di nutrienti in *Z. marina* e *Z. noltei*, attraverso misure delle variazioni di ossigeno e nutrienti all'interno di camere bentiche nei mesi di luglio e agosto 2017. I valori ottenuti hanno dimostrato una maggiore PPN in *Z. marina* nel mese di luglio rispetto al mese di agosto, mentre il confronto eseguito tra le due specie nel mese di agosto ha evidenziato una maggiore PPN di *Z. noltei* ed un uptake superiore di ammonio.



1. INTRODUZIONE.....	5
1.1 ORIGINE ED EVOLUZIONE DELLE FANEROGAME.....	5
1.2 ORGANIZZAZIONE.....	7
1.3 RIPRODUZIONE.....	11
1.4 BIOGEOGRAFIA E RUOLO ECOLOGICO.....	13
1.5 FITOECOLOGIA DELLE FANEROGAME.....	18
1.6 IMPATTI ANTROPICI E NORMATIVE PER LA CONSERVAZIONE E IL RIPRISTINO.....	21
1.7 LA CONSERVAZIONE E IL RIPRISTINO.....	24
1.8 SCOPO DELLA TESI.....	28
2. AREA DI STUDIO.....	29
3. DECRIZIONE DELLE SPECIE PRESENTI IN LAGUNA DI VENEZIA.....	35
3.1 <i>CYMODOCEA NODOSA</i> (UCRIA) ASCHERSON, 1869.....	35
3.2 <i>RUPPIA CIRRHOSA</i> (PETAGNA) GRANDE, 1918.....	38
3.3 <i>RUPPIA MARITIMA</i> LINNAEUS, 1753.....	39
3.4 <i>ZOSTERA MARINA</i> LINNAEUS, 1753.....	40
3.5 <i>ZOSTERA NOLTEI</i> HORNEMANN, 1832.....	43
4. MATERIALI E METODI.....	46
4.1 STAZIONI.....	46
4.2 CAMPIONAMENTO.....	47
4.2.1 RACCOLTA DEI CAMPIONI D'ACQUA.....	47
4.2.2 RACCOLTA DEI CAMPIONI DEI SEDIMENTI.....	47
4.2.3 STUDIO DELLA COMUNITA' MACROFITICA.....	48
4.2.3.1 COPERTURA.....	48
4.3 ANALISI DI LABORATORIO.....	48
4.3.1 ANALISI PARAMETRI AMBIENTALI NELLA COLONNA D'ACQUA.....	48
4.3.1.1 DETERMINAZIONE DEL CONTENUTO DI CLOROFILLA-A.....	48
4.3.1.2 DETERMINAZIONE DELLA SALINITA'.....	50
4.3.1.3 DETERMINAZIONE DEL PARTICOLATO SOSPESO.....	52
4.3.1.4 DETERMINAZIONE DEL FOSFORO REATTIVO.....	53
4.3.1.5 DETERMINAZIONE DELLO IONE AMMONIO.....	54
4.3.1.6 DETERMINAZIONE DEI NITRITI.....	56
4.3.1.7 DETERMINAZIONE DEI NITRATI.....	57
4.3.1.8 DETERMINAZIONE DEI SILICATI.....	58
4.3.2 ANALISI PARAMETRI AMBIENTALI NEL SEDIMENTO.....	60
4.3.2.1 DETERMINAZIONE DELLA GRANULOMETRIA DEL SEDIMENTO.....	60
4.3.2.2 DETERMINAZIONE DEL FOSFORO NEL SEDIMENTO.....	61
4.4 STUDIO SULLA PRODUZIONE PRIMARIA.....	63
4.4.1 ATTIVITA' IN CAMPO.....	63
4.4.2 ATTIVITA' DI LABORATORIO.....	66
4.4.3 ELABORAZIONE DATI PRODUZIONE PRIMARIA.....	67
5. RISULTATI.....	68
5.1 RISULTATI PARAMETRI AMBIENTALI.....	68
5.1.1 ANDAMENTI TRIMETRALI 8 STAZIONI.....	68
5.1.2 MAPPE PARAMETRI AMBIENTALI.....	80
5.1.2.1 MAPPE SALINITA'.....	80
5.1.2.2 MAPPE AZOTO INORGANICO DISCIOLTO (DIN).....	81
5.1.2.3 MAPPE FOSFORO REATTIVO (RP) NELLA COLONNA D'ACQUA.....	82
5.1.2.4 MAPPE FOSFORO ORGANICO NEL SEDIMENTO.....	83

5.1.2.5 MAPPE CONCENTRAZIONI DI SILICATI	84
5.1.2.6 MAPPE PARTICOLATO SOSPESO TOTALE (TSS)	85
5.1.2.7 MAPPE CLOROFILLA-A TOTALE	86
5.1.2.8 MAPPE GRANULOMETRIA.....	87
5.2 ISTOGRAMMI SULLA COPERTURA DELLE FANEROGAME	88
5.3 RISULTATI PRODUZIONE PRIMARIA.....	89
5.3.1 ISTOGRAMMI PRODUZIONE PRIMARIA NETTA	89
5.3.2 ISTOGRAMMI <i>UPTAKE</i> DEI NUTRIENTI	89
6. DISCUSSIONE	91
6.1 DISCUSSIONE PARAMETRI AMBIENTALI E COPERTURE.....	91
6.2 DISCUSSIONE PRODUZIONE PRIMARIA	97
7. CONCLUSIONI	100
8. BIBLIOGRAFIA	102
APPENDICE 1:COORDINATE DELLE 35 STAZIONI.....	117
APPENDICE 2: RISULTATI PRODUZIONE PRIMARIA NETTA E UPTAKE DI NUTRIENTI.....	118
APPENDICE 3: RISULTATI PARAMETRI AMBIENTALI TRIMENTRALI E DELLE 35 STAZIONI E RISULTATI SULLE COPERTURE.....	119

1. INTRODUZIONE

Le fanerogame sono un gruppo di Angiosperme acquatiche monocotiledoni (con una sola foglia embrionale, o cotiledone) che si sono adattate a vivere in ambienti marini e lagunari in condizioni totalmente sommerse (Koch et al., 2006; Orth et al., 2006). Le fanerogame formano un gruppo ecologico, non tassonomico, e per questo motivo le varie famiglie non sono necessariamente strettamente legate tra loro (Den Hartog & Kuo, 2007). I taxa appartenenti a questo gruppo appartengono, secondo la classificazione dell'*Angiosperm Phylogeny Group* (APG), ad un numero molto ristretto di famiglie, tutte classificate sotto il Regno Plantae, *clade* Angiospermae, Monocotyledones e ordine Alismatales R.Br. ex Bercht & J.Presl (Chase et al., 2016).

1.1 ORIGINE ED EVOLUZIONE DELLE FANEROGAME

Il basso numero di specie (circa 60) aveva inizialmente fatto pensare ad una recente evoluzione delle fanerogame (Orth et al., 2006). Tuttavia i resti fossili e altre prove indirette (ad esempio i fossili della fauna associata) hanno permesso di stimare che la colonizzazione da parte delle Angiosperme dell'ambiente marino abbia avuto inizio circa 100 milioni di anni fa, durante il periodo Cretacico, o Cretaceo (Den Hartog, 1970; Brasier, 1975).

Le fanerogame, o *seagrasses*, si sono quindi evolute da piante primitive terrestri costiere xerofile alotolleranti con rizomi simpodiali, infiorescenza cimosa e in grado di vivere in condizioni parzialmente sommerse in acqua salata (Den Hartog, 1970), e da idrofite d'acqua dolce (Larkum & Den Hartog, 1989). Questo le rende l'unico gruppo di piante che ha compiuto il percorso inverso di ritorno al mare e si è adattato a vivere in

condizione di totale immersione, portando con sé le caratteristiche evolutive terrestri dei loro antenati.

Tale processo evolutivo (Fig. 1) è stato dimostrato dal confronto tra le strutture simili degli steli lignificati dei generi *Amphibolis* e *Thalassodendron*, entrambi vivipari come alcuni taxa di mangrovie, e gli steli erbacei delle idrofite (Larkum & Den Hartog, 1989). La maggior parte dei generi di fanerogame si sono evolute nel tardo Eocene, circa 40 milioni di anni fa (Larkum & Den Hartog, 1989).

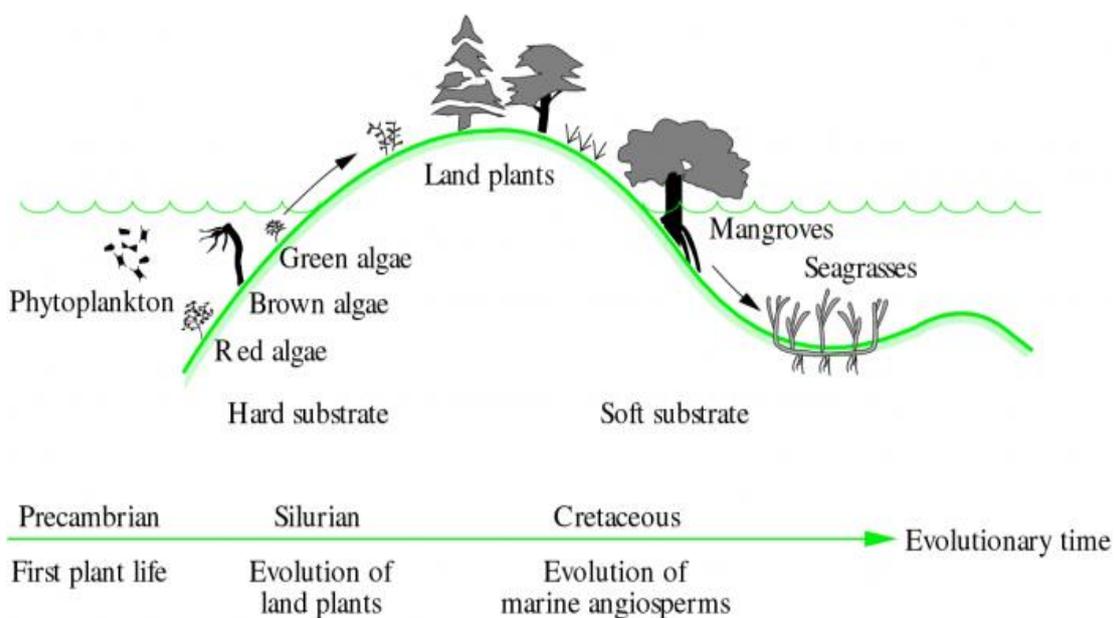


Figura 1: Rappresentazione schematica dell'evoluzione di alghe, piante terrestri e fanerogame
<http://plantsinaction.science.uq.edu.au/edition1/?q=content/18-2-1-evolution-seagrasses>

L'adattamento all'ambiente acquatico ha portato allo sviluppo di un meristema basale, consentendo alla pianta di accrescersi nonostante il danneggiamento delle foglie, di un esteso sistema lacunare, per il passaggio di gas e il mantenimento di livelli di ossigeno adeguati alle strutture sotterranee (rizomi e radici), di foglie a forma subulata e provviste di guaina, per resistere al moto ondoso e alle maree, e di un sistema di impollinazione adatta all'ambiente acquatico (Arber, 1920). Altri adattamenti hanno portato alla perdita del repertorio stomatico,

della sintesi dei terpenoidi, della via di segnalazione dell'etilene, della protezione all'ultravioletto e dei fitocromi *far red*, adattandosi invece alla salinità e alla sommersione totale (Olsen et al., 2016).

La speciazione viene considerata conservativa (Hemminga & Duarte, 2000), infatti, nonostante nei fossili siano state documentate estinzioni, il numero di specie non si è mai troppo discostato da quello odierno (Hemminga & Duarte, 2000). I bassi tassi di riproduzione sessuale e la scarsa dispersione associata all'impollinazione restringono infatti il flusso e la diversità nelle praterie rispetto alle Angiosperme terrestri (Hemminga & Duarte, 2000). La maggioranza delle praterie è di fatto monospecifica, ad eccezione delle praterie nella regione Indo-Pacificca e nel Mar Rosso (Duarte, 2000) e delle praterie miste di *Zostera noltei* Hornemann, *Zostera marina* Linnaeus e *Cymodocea nodosa* (Ucria) Ascherson in laguna di Venezia (Rismondo et al., 2003), con una diminuzione di ricchezza in specie e diversità dall'equatore alle alte latitudini (Duarte, 2000) e all'aumentare della salinità (Terrados et al., 1999).

Le specie di fanerogame che vivono solamente in ambiente marino vengono definite "seagrasses" (Den Hartog, 1970), distinguendole dalle "eelgrasses" che vivono in acque salmastre o dolci.

1.2 ORGANIZZAZIONE

L'organizzazione delle fanerogame, come in tutte le piante, presenta la tipica differenziazione nel corpo vegetativo in tre tipi di organi: radici, fusti (rizomi) e foglie. Questi organi sono collegati tra loro da vasi conduttori, non fortemente lignificati, che permettono il trasporto di acqua, sostanze nutritive e gas (Floema-Xilema). La presenza dei predetti tre

organi e di fiori, frutti e semi ne permettono la differenziazione inequivocabile dalle Tallofite (Fig. 2).

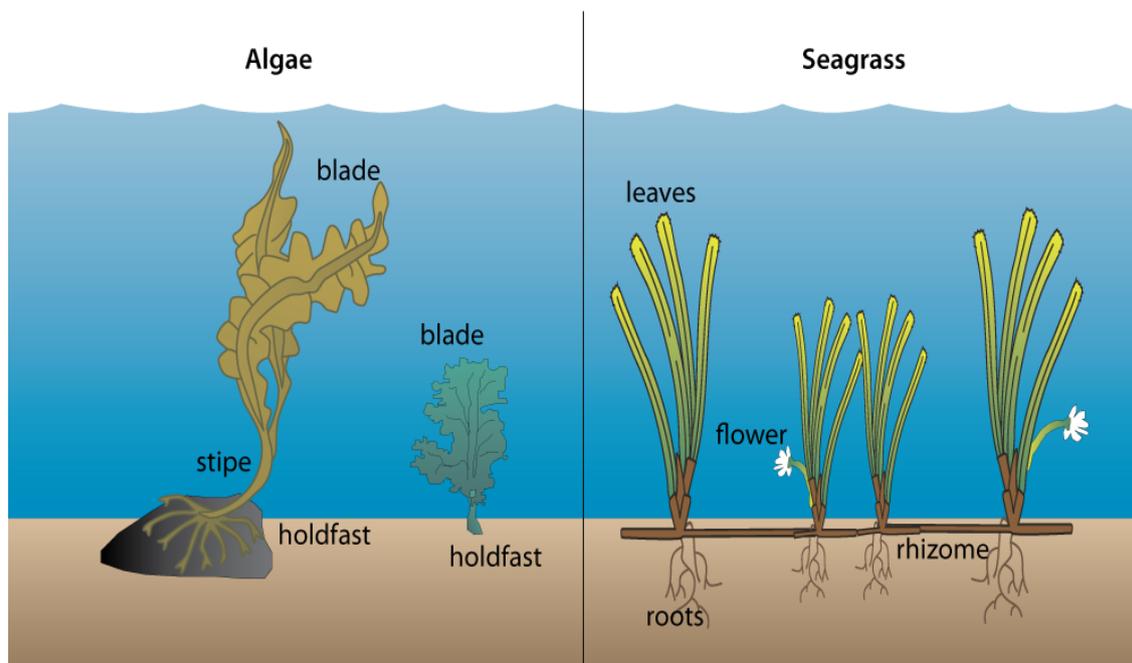


Figura 2: Rappresentazione schematica delle principali distinzioni nell'organizzazione tra alghe e fanerogame (<http://ocean.si.edu/ocean-photos/algae-vs-seagrass>)

Le radici sono poco appariscenti e si sviluppano dalla parte inferiore o dalla porzione basale dei rizomi ed inoltre presentano una cuffia e peli radicali. Le radici hanno la funzione di ancorare la pianta al substrato e di assorbire nutrienti dal sedimento.

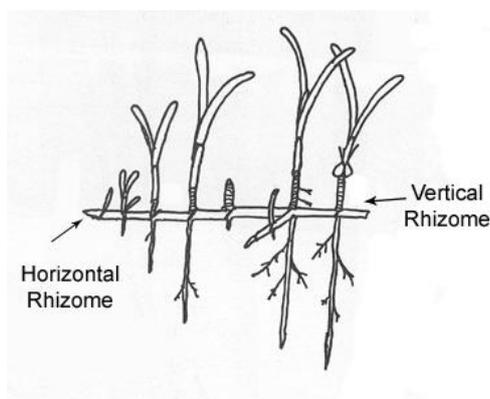


Figura 3: Rappresentazione di rizomi orizzontali (plagiotropi) e verticali (ortotropi) delle fanerogame (<http://www.mm.rsu.edu.sd/en/index.php/departments/seaweed/105-seagrass/114-seagrasses.html>)

I fusti si trovano spesso sepolti o aderenti al fondale e sono detti rizomi. Tali rizomi sono generalmente erbacei (tranne per i generi *Thalassodendron* Hartog e *Amphibolis* (Labillardière) Sonder & Ascherson ex Ascherson e in *Posidonia oceanica* (L.) Delile, nei quali sono lignificati) e dimorfici, ossia presentano sia uno

sviluppo orizzontale (rizomi plagiotropi), sia verticale (grazie ai rizomi ortotropi) (Fig. 3).

I primi permettono alla pianta di ancorarsi al substrato e un avanzamento orizzontale della prateria, mentre i secondi ne permettono l'accrescimento verticale.

I rizomi hanno un alto potenziale di crescita e di espansione e sono in grado di colonizzare l'ambiente formando praterie ed unità funzionali interconnesse che possono variare da un paio di foglie fino a centinaia di migliaia o milioni (Rodriguez-Prieto et al., 2015). Questo genere di organizzazione viene definito clonale ed è comune nelle piante terrestri e in alcune alghe verdi sifonali (Rodriguez-Prieto et al., 2015). All'apice del rizoma si trova un meristema basale, dal quale si originano le foglie, e una guaina fogliare. La guaina ha il compito di proteggere le foglie più giovani e il tessuto meristemático (Fig. 4).

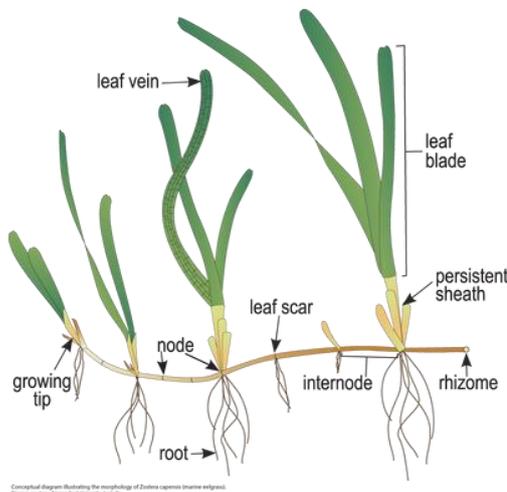


Figura 4: Rappresentazione schematica dei principali elementi che costituiscono le fanerogame. Si possono notare le foglie di differente età e lunghezza e la guaina fogliare protettiva (<http://ian.umces.edu/imagelibrary/displayimage-search-0-8081.html>)

La parte più visibile delle fanerogame sono senza dubbio le foglie, che in genere sono nastriformi e raggruppate in fasci di numero variabile a seconda della specie. Non presentano stomi né cuticole impermeabili, ma ampie cavità piene di gas, dette parenchima aerifero (aerenchima) (Fig. 5), che si estendono fino al fusto e alle radici e facilitano il trasporto di gas tra le

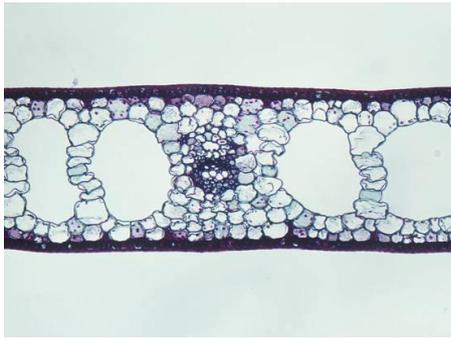


Figura 5: Sezione della foglia di *Zostera marina*
http://imgc.artprintimages.com/img/print/print/biodisc-cross-section-of-an-eelgrass-zostera-monocot-leaf-1m-x35_a-1-9013800-14258389.jpg?w=550&h=550

diverse parti della pianta, l'ossigenazione della rizosfera e il galleggiamento delle foglie stesse. Tali caratteristiche le distinguono dalle foglie delle piante terrestri.

I pigmenti principali contenuti all'interno delle foglie sono la clorofilla *a* e *b*, per questo motivo assumono sempre colore verde (chiaro o più scuro) nonostante la presenza di una piccola quantità di carotenoidi (zeaxantina, neoxantina, luteina, violaxantina, β -carotene e xantofille) (Casazza & Mazzella, 2002). All'interno delle foglie sono presenti nervature che permettono la distinzione tassonomica tra le specie e sono inoltre caratterizzate dalla presenza di una cuticola sottile in grado di assorbire nutrienti e carbonio dall'acqua.



Figura 6: Esempio di *Posidonia oceanica* (L.) Dedile in fiore
http://reflexions.ulg.ac.be/cms/c_408524/en/the-mediterranean-is-suffering

La struttura floreale (Fig. 6 e 7) presenta calice e corolla (perianzio) molto ridotti o assenti, in quanto il processo di impollinazione è passivo e la dispersione del polline trinucleato è favorito dalle correnti. Inoltre il fiore comprende un gineceo con uno o più carpelli tutti liberi e distinti ed un endosperma quasi sempre assente. Gli stami e i pistilli si possono trovare in fiori separati (unisessuali) o sullo stesso fiore (ermafroditi). Queste due tipologie di organizzazione si possono trovare entrambe nella stessa pianta, monoica (generi *Posidonia* K.D.

Koenig, *Ruppia* L. e *Zostera* L.), oppure in piante separate, dioiche (generi *Halophila* Thouars e *Cymodocea* K.D. Koenig).



Figura 7: Esempi di fiore femminile (a sinistra) e maschile (a destra) di fanerogama (*Syringorium filiforme*) (http://www.teachoceanscience.net/teaching_resources/education_modules/seagrass/learn_about/seagrass_reproduction/)

A seguito della fecondazione degli ovuli da parte dei nuclei del polline rilasciato dagli stami, si formano frutti che portano semi di aspetto variabile nei vari generi. Il seme è quindi formato da embrione, endosperma (tessuto nutritivo tipico delle Angiosperme) e tegumenti seminali.

Modificazioni di parti dei fiori o infiorescenze portano alla formazione del frutto (Fig. 8) il cui scopo è coprire, proteggere e favorire la dispersione dei semi (Fig. 9).



Figura 8: Esempio di frutto di fanerogama del genere *Zostera* (http://www.vims.edu/newsandevents/topstories/eelgrass_restoration_meps.php)



Figura 9: Esempio di semi di *Zostera marina* (http://www.aphotoflora.com/mon_zostera_marina_common_eel_grass.html)

1.3 RIPRODUZIONE

La riproduzione nelle fanerogame può avvenire sia per via vegetativa, detta anche clonale (accrescimento e dispersione dei rizomi), sia sessuale (con produzione di fiori, frutti e semi) in ambiente marino, mentre in ambiente lagunare la prima è favorita. I semi poi possono essere trasportati da correnti di

marea e onde, dal movimento del sedimento e/o da animali quali uccelli, Sirenni, tartarughe (McMahon et al., 2014; Tol et al., 2017), pesci e invertebrati (Fig. 10).

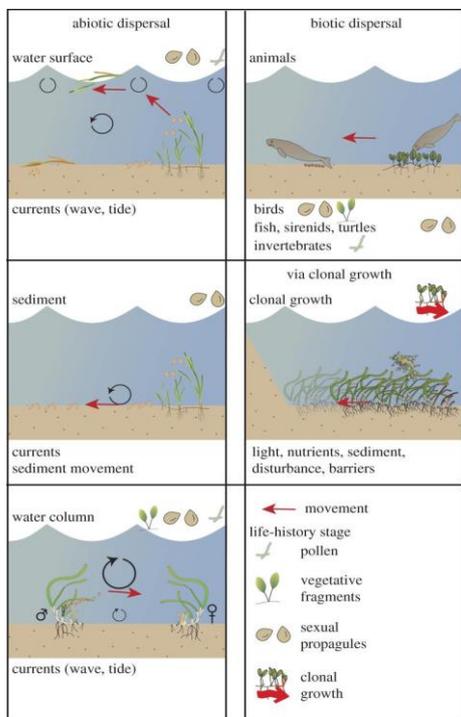


Figura 10: Rappresentazione delle vie di riproduzione delle fanerogame e di dispersione dei semi (<http://rspb.royalsocietypublishing.org/content/281/1795/20140878>)

La via vegetativa permette alle piante l'espansione delle praterie a seguito di una colonizzazione di nuovi habitat e il recupero dopo aver subito una perturbazione (Duarte & Sand-Jense, 1990), mentre la riproduzione sessuale è più favorevole per la dispersione e la colonizzazione di nuove aree (Rasheed, 2004). Come in tutte le Angiosperme il ciclo riproduttivo prevede un'alternanza di generazioni tra una generazione diploide, detta sporofito, ed una aploide, detta gametofito (Pasqua et al., 2011). Tutte le fanerogame presentano un ciclo bifase eteromorfo con sporofito dominante, in quanto i gametofiti sono estremamente ridotti e non hanno vita libera (Rodriguez-Prieto et al., 2015). L'uovo diploide (2n), presente all'interno del pistillo, produce per meiosi una cellula uovo aploide detta gametofito femminile (n). All'interno delle antere, per meiosi, si originano i grani

di polline aploidi (n). Ogni grano di polline si divide per mitosi dando origine ad un gametofito maschile aploide (n). Nel momento in cui il gametofito maschile viene in contatto con l'estremità superiore del pistillo, il tubo pollinico trasporta i gameti maschili alla cellula uovo (impollinazione), le cui fusioni producono uno zigote diploide ($2n$) (Pasqua et al., 2011).

Tutte le fanerogame, eccetto *Enhalus acoroides* (Linnaeus f.) Royle, hanno impollinazione idrofila con rilascio del polline sotto forma di filamenti gelatinosi in acqua o dispersione del polline per mezzo di correnti (impollinazione efidrofila) fino alla fertilizzazione del fiore femminile (McConchie & Knox, 1989). *E. acoroides* è l'unica specie con impollinazione subaerea: con dispersione del polline durante le alte maree, trasporto in superficie e fertilizzazione del fiore femminile in condizione di bassa marea (Pettitt, 1984).

1.4 BIOGEOGRAFIA E RUOLO ECOLOGICO

Il numero di Angiosperme adattate all'ambiente marino, circa 12 generi con 60 specie in tutto il mondo, è trascurabile rispetto alle Angiosperme terrestri, circa 260.000 specie (Bremer et al., 2003). Tuttavia, nonostante il basso numero di specie, le fanerogame acquatiche sono diffuse lungo le coste di quasi tutti i continenti, ad eccezione dell'Antartide, fino ad una massima profondità di 50 m (infralitorale) a seconda della trasparenza dell'acqua (Hemminga & Duarte, 2000). Nonostante non vi sia una misura comprensiva dell'intera area occupata da fanerogame a livello mondiale, l'area attualmente documentata è di circa 177.000 km² (Green & Short, 2003). Questo risulta un dato sottostimato, in quanto non vi sono dati sull'espansione delle praterie di molti Stati (ad esempio Indonesia e Bahamas) (Fig.

11). Tuttavia le stime presenti in letteratura variano da un minimo di 300.000 km² ad un massimo di 600.000 km² (Duarte et al., 2005a; Nellemann et al., 2009; Mcleod et al., 2011).

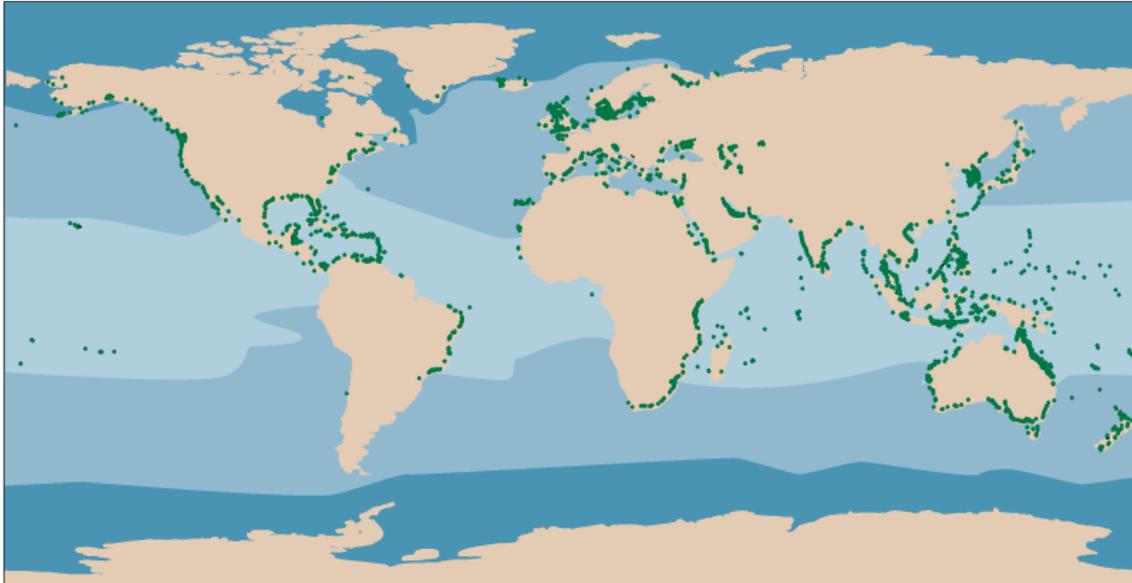


Figura 11: Distribuzione mondiale delle fanerogame
(http://www.teachoceanscience.net/teaching_resources/education_modules/seagrass/learn_about/food_webs/)

Le praterie di fanerogame sono considerate ecosistemi altamente produttivi (Duarte & Chiscano, 1999) e sono di fondamentale importanza. Infatti garantiscono *habitat*, riparo, *nursery* e fonte di cibo per una grandissima varietà di organismi della fauna bentonica ed ittica (Rismondo et al., 1995; Hemminga & Duarte, 2000) (Fig. 12).

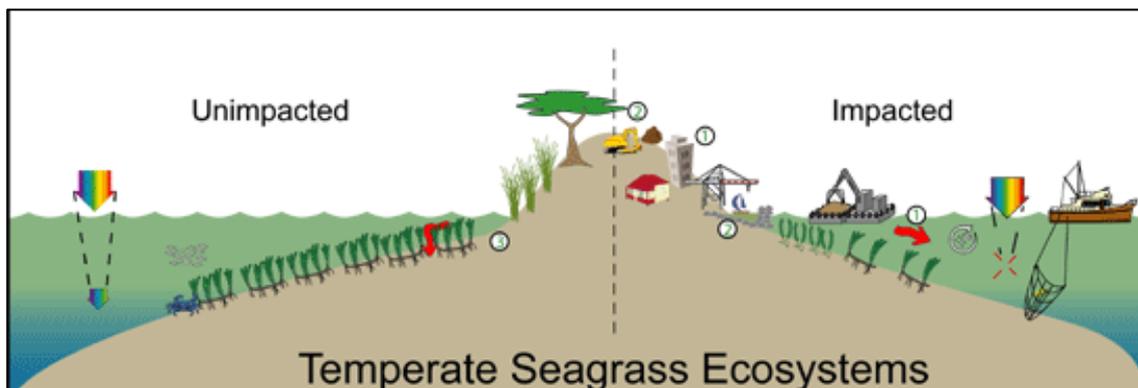


Figura 12: Rappresentazione schematica dei principali servizi ecosistemici e forzanti antropiche e naturali che affliggono le fanerogame a livello mondiale
(<https://feww.wordpress.com/2009/06/30/seagrass-in-crisis/>)

Le fanerogame rappresentano uno dei produttori primari di maggiore rilevanza negli ecosistemi marino-costieri (Smith, 1981; Charpy-Roubaud & Sournia, 1990). Si stima infatti che la produzione primaria lorda delle praterie si attesti intorno a 224.9 ± 11.1 mmol O₂ m⁻² giorno⁻¹, valore che supera la respirazione (187.6 ± 10.1 mmol O₂ m⁻² giorno⁻¹), producendo quindi più biomassa del loro fabbisogno (ecosistema autotrofo) (Duarte et al., 2010). Le fanerogame garantiscono quindi un valore medio di produzione netta di 27.2 ± 5.8 mmol O₂ m⁻² giorno⁻¹ (Duarte et al., 2010).

Le praterie hanno inoltre una grande capacità di sequestrare ed immagazzinare carbonio all'interno del loro sedimento (Duarte et al., 2005b), contribuendo così al sequestro di circa il 20% del carbonio globale nei sedimenti marini nonostante ne occupino solamente lo 0,1% della superficie (Duarte et al., 2005b; Kennedy et al., 2010). Questa grande capacità di sequestro è dovuta al basso contenuto di azoto e fosforo a livello dei tessuti delle fanerogame (Duarte, 1990) e al generalmente basso contenuto di ossigeno nel sedimento (spesso anossico) (Duarte et al., 2005b). Tali fattori rendono il detrito un substrato inadeguato al supporto della crescita microbica, determinando così bassi tassi di decomposizione e consumo di carbonio (Enriquez et al., 1993). Inoltre il 50% della loro produzione avviene al di sotto del fondale (in radici e rizomi), anche a decine di centimetri (Duarte et al., 1998). Infine la dissipazione di onde e maree da parte delle foglie previene la risospensione e aumenta la limpidezza dell'acqua e la capacità di stabilizzazione del sedimento e del carbonio associato (Duarte et al., 2013a). Si stima infatti che le fanerogame abbiano la capacità di immagazzinare carbonio all'interno del sedimento ad un tasso di circa 58 g C m⁻² anno⁻¹ (Duarte et al., 2013a), più di cinque volte la capacità di

immagazzinamento del carbonio da parte delle aree umide del Nord America e, considerando solamente le praterie più produttive, tale valore supera di molto i tassi delle foreste incontaminate dell'Amazzonia, i più grandi depositi di carbonio del mondo (Duarte et al., 2010). Quindi, con un'estensione delle praterie compresa tra 300.000 e 600.000 km², si stima che, grazie al loro metabolismo, le fanerogame siano in grado di immagazzinare tra le 20 e le 101 Tg C anno⁻¹ (Duarte et al., 2013a) a seconda delle coperture considerate, per una riserva di carbonio stimato tra 4.2 e 8.4 Pg (Fourqurean et al., 2012).

Le fanerogame svolgono anche un importante ruolo strutturale negli ecosistemi costieri. Il folto apparato fogliare fornisce substrato per molte epifite (Fig. 13) (anche con crescita e accumuli di strutture carbonatiche da parte di alghe calcaree) ed altri organismi acquatici. Inoltre le foglie captano il sedimento sospeso e permettono la sua sedimentazione aumentando così la limpidezza della colonna d'acqua (Short & Short, 1984) (Fig. 14).

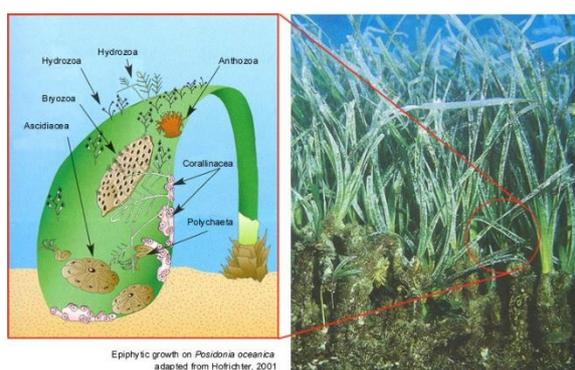


Figura 13: Rappresentazione dell'epifitismo a livello fogliare nelle fanerogame (<http://www.nzepiphytenetwork.org/blog/marine-epiphytes>)

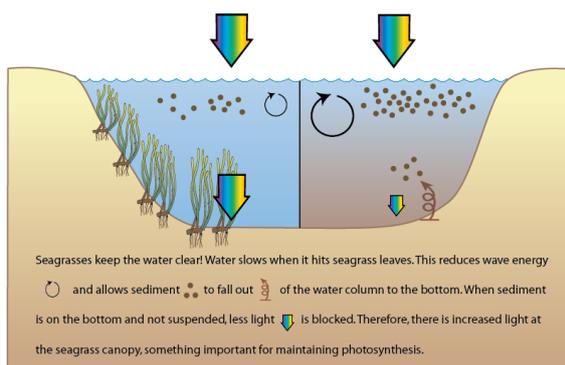


Figura 14: Rappresentazione schematica della capacità delle fanerogame di favorire la sedimentazione e ridurre la risospensione dei sedimenti (http://www.teachococeanscience.net/teaching_resources/education_modules/seagrass/learn_about/food_webs/)

Il denso apparato rizomiale cambia le condizioni del substrato permettendo la compattazione e stabilizzazione del fondale, limitando i fenomeni di erosione, risospensione e perdita di sedimenti fini con conseguente limitazione della torbidità. Il substrato nelle praterie ben strutturate viene quindi reso omogeneo e i rizomi stessi si trasformano in nuovo substrato favorendo la colonizzazione di epifite (Hemminga & Duarte, 2000). La presenza di fanerogame inoltre riduce l'idrodinamismo e la quantità di radiazione luminosa a livello del fondale permettendo la crescita di specie con bassi fabbisogni di illuminazione e aumentando così la biodiversità (Rodriguez-Prieto et al., 2015) (Fig. 15).

Le fanerogame sono inoltre alla base della catena alimentare, anche se sono poche le specie che se ne nutrono direttamente (ad esempio *Trichechus* L., *Chelonia mydas* L., *Mugilidae* Cuvier, *Aluterus scriptus* Osbeck, *Platybelone argalus* Lesueur, *Acanthurus bahianus* Castelnau, *Brachyura* L., *Nephropidae* Dana, gli *Scaridae* Rafinesque e gli *Anatidae* Leach) (Fig. 16).

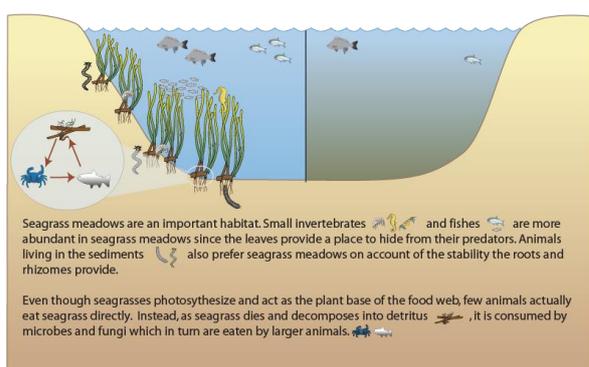


Figura 15: Rappresentazione schematica dell'importanza delle fanerogame come ecosistemi che aumentano la biodiversità (http://www.teachoceanscience.net/teaching_resources/education_modules/seagrass/learn_about/food_webs/)



Figura 16: Esempi delle specie che vivono e si cibano delle fanerogame (<https://feww.wordpress.com/2009/06/30/seagrass-in-crisis/>)

Infine le fanerogame rimuovono i nutrienti e favoriscono l'ossigenazione dei sedimenti migliorando la qualità ecologica (Terrados & Borum, 2004).

Costanza et al. (1997) e Short et al. (2011) hanno stimato che i servizi ecosistemici garantiti dalla presenza delle praterie a fanerogame possono essere stimati in 34.000 \$ per ettaro all'anno.

1.5 FITOECOLOGIA DELLE FANEROGAME

L'accrescimento di queste piante acquatiche è influenzato da diversi fattori abiotici quali l'andamento termico, la luce, l'idrodinamismo, i tassi di sedimentazione e le concentrazioni di nutrienti. Inoltre risultano importanti per lo sviluppo delle praterie anche la profondità e le caratteristiche granulometriche e fisiche dei sedimenti. Infine ne influenzano l'accrescimento anche fattori biotici, quali il *grazing* da parte di uccelli acquatici e vertebrati e la competizione intraspecifica (Greve & Binzer, 2004).

La luce è certamente il principale fattore in quanto da essa dipende la fotosintesi (Hemminga & Duarte, 2000). La radiazione luminosa varia sia in quantità che in qualità (lunghezza d'onda) in base alla profondità, fino ad arrivare ai 90 m con le specie del genere *Halophila* (Taylor, 1928). La relazione tra la profondità di colonizzazione delle fanerogame (Z_c in m) e i coefficienti di attenuazione della luce in acqua (K , in m^{-1}) è espressa dall'equazione (Duarte, 1991):

$$\log Z_c = 0.26 - 1.07 * \log K$$

Ne consegue quindi che la colonizzazione decresce velocemente all'aumentare della torbidità (Hemminga & Duarte, 2000) e che,

in presenza di acque torbide e/o di fenomeni che impediscano alla luce di raggiungere il fondale, la presenza di fanerogame venga di molto limitata se non impedita (Ralph et al., 2007a).

L'idrodinamismo è un altro fattore molto rilevante in quanto da un lato garantisce un continuo rinnovamento dell'acqua mettendo a disposizione i nutrienti necessari alla crescita della pianta, dall'altro determina la capacità delle piante di rimanere fissate al substrato. Inoltre la continua risospensione e torbidità dell'acqua per azione delle onde può portare anche a danneggiamenti dell'apparato fogliare (Maxwell et al., 2017).

La temperatura invece influenza la velocità delle reazioni metaboliche e le diverse specie si sono quindi adattate a vivere in determinati *range* di temperatura. In particolare, nella specie *Zostera marina*, la temperatura ottimale è stata stimata essere tra i 10 e i 20°C, con riduzioni dei tassi fotosintetici e della crescita in presenza di temperature più basse o più alte (Nejrup & Petersen, 2008).

Lo stesso fenomeno è stato verificato anche per la salinità, dove il *range* ottimale, sempre per *Zostera marina*, è stato constatato essere tra il 10 e il 25‰ (Nejrup & Petersen, 2008).

Infine, un altro importante fattore che determina lo sviluppo delle fanerogame è la concentrazione di nutrienti nell'acqua e nel sedimento. Tutte le fanerogame hanno bisogno di una fonte di carbonio inorganico come materia prima per la sintesi di carbonio organico (carboidrati) attraverso la fotosintesi (Hemminga & Duarte, 2000). Questa fonte viene garantita dalla presenza di CO₂ in acqua proveniente dalla riserva atmosferica o dall'attività respiratoria degli organismi marini eterotrofi (Hemminga & Duarte, 2000). Tuttavia la disponibilità di carbonio può

diventare limitante soprattutto in aree dove l'idrodinamismo è molto limitato (Rodriguez-Prieto et al., 2015). Tuttavia, generalmente, tale limitazione non si verifica se non a livello stagionale (Rodriguez-Prieto et al., 2015). Il carbonio inorganico viene in gran parte assorbito per diffusione attraverso le foglie direttamente dall'acqua come diossido di carbonio (CO_2) e ione bicarbonato (HCO_3^-) (Hemminga & Duarte, 2000). La presenza di epifite può aumentare l'area fogliare e quindi la capacità diffusiva (Sand-Jensen et al., 1985) oppure ridurla nel caso si formino protuberanze che portino alla formazione di micro-correnti a livello fogliare (Koch, 1994).

I due elementi in genere limitanti per la crescita delle fanerogame sono azoto e fosforo, che vengono assorbiti in forma disciolta (nitrati, ammonio e fosfati) dall'acqua oppure dall'acqua interstiziale nel sedimento (Hemminga & Duarte, 2000). Le foglie sono in grado di assorbire direttamente ammonio, nitrati e fosfati, mentre radici e rizomi ammonio e fosfati (Hemminga & Duarte, 2000). Tuttavia, date le concentrazioni più elevate nelle acque interstiziali, il sedimento risulta essere la maggiore fonte di azoto e fosforo per le fanerogame (Hemminga & Duarte, 2000). In particolare: l'ammonio può entrare all'interno delle cellule attraverso canali cationici, mentre i nitrati e i fosfati mediante specifici trasportatori (permeasi del nitrato in simporto con protoni e trasportatori di fosfati) (Ourry et al., 1997; Pupillo et al., 2003).

I valori medi percentuali di concentrazione di carbonio, azoto e fosforo nelle foglie di fanerogame (rispettivamente 33.5%, 1.9% e 0.24% (Duarte, 1992)) sono stati convertiti in un rapporto atomico mediano C:N:P di 435:20:1 (Hemminga & Duarte, 2000). Confrontando tali valori con il rapporto Redfield per la

produzione di materia organica da parte di fitoplancton (106:16:1 (Redfield et al., 1963)), si può dedurre che le fanerogame necessitano di circa un quarto dell'azoto e del fosforo necessario al fitoplancton (Hemminga & Duarte, 2000). Tuttavia, in condizioni azoto limitanti, il rapporto C:N può passare da 20 a 40, mentre, in condizioni fosforo limitanti, il rapporto C:P può anche superare il valore 1000 (Hemminga & Duarte, 2000).

Questi elementi, uniti ad altri normalmente non limitanti quali magnesio, rame, manganese, zinco, ferro e altri, sono fondamentali per la sintesi degli amminoacidi, degli acidi nucleici e di composti vitali quali la clorofilla (Larcher, 1995). Quando la concentrazione di nutrienti è bassa le fanerogame sono le specie dominanti rispetto alle macroalghe (Fourqurean et al., 1995) grazie al vantaggio competitivo dato dalle radici e dai rizomi nell'assorbimento dei nutrienti dal sedimento (Hemminga, 1998; Vonk et al., 2008). Tuttavia, in presenza di limitazione spinta di nutrienti, la funzionalità dei germogli, la produttività fogliare e la biomassa vengono compromesse, riducendo così la capacità fotosintetica (Hemminga & Duarte, 2000). La situazione si ribalta in presenza di alte concentrazioni di nutrienti a causa della maggiore efficacia delle macroalghe nell'assorbimento attraverso il tallo rispetto alle foglie delle fanerogame, in particolare delle macroalghe tionitrofile e opportuniste (Burkholder et al., 2007; Vonk et al., 2008).

1.6 IMPATTI ANTROPICI E NORMATIVE PER LA CONSERVAZIONE E IL RIPRISTINO

Gli impatti antropici, come la diminuzione della limpidezza e della qualità dell'acqua a seguito di fenomeni di eutrofizzazione, la risospensione di sedimento, l'acquacultura e

le attività di pesca (soprattutto meccaniche), hanno portato ad un declino delle fanerogame, con un tasso stimato attorno ai 110 km² all'anno tra il 1980 e il 2006 (Waycott et al., 2009). Questo ha causato una perdita della loro capacità di filtrazione del particolato sospeso (Short & Short, 1984; Freeman et al., 2008; Duarte et al., 2008). Questa situazione preoccupante è confermata dal fatto che un quinto delle specie di fanerogame sono inserite come "Endangered", "Vulnerable" o "Near Threatened" secondo i criteri della IUCN (Short et al., 2011) (Fig. 17).

In particolare l'aumento delle concentrazioni di nutrienti lungo le aree costiere ha portato a bloom fitoplanctonici e di macroalghe tionitrofile opportuniste (Burkholder et al., 2007; Hauxwell et al., 2001) andando ad abbassare il contenuto di carbonio all'interno delle foglie e dei rizomi delle fanerogame (Han et al., 2016) e portando ad una diminuzione della loro biomassa o, addirittura, una loro scomparsa (Fig. 18).

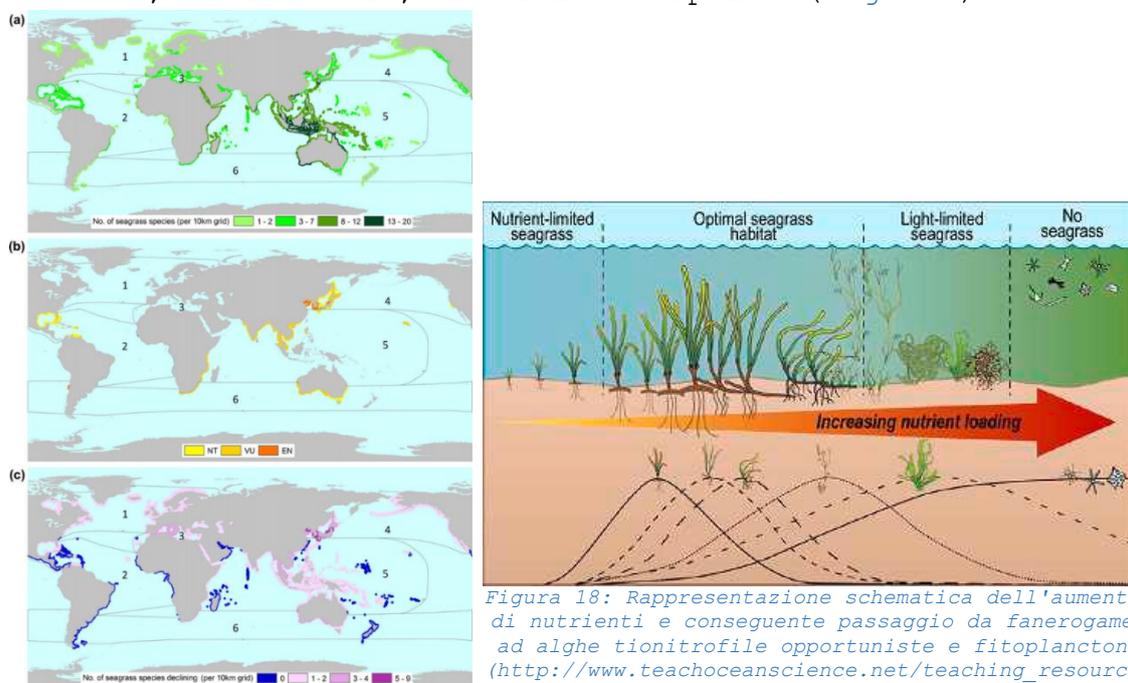


Figura 17: Rappresentazione del numero di fanerogame a livello mondiale (a), delle aree con specie "Endangered", "Vulnerable" e "Near Threatened" (b) e numero di specie di fanerogame in declino (c) (Short et al., 2011)

Figura 18: Rappresentazione schematica dell'aumento di nutrienti e conseguente passaggio da fanerogame ad alghe tionitrofile opportuniste e fitoplancton (http://www.teachoceanscience.net/teaching_resource/s/education_modules/seagrass/explore_trends/)

Per queste ragioni le praterie di fanerogame sono considerate "sensibili" e quindi ottimi bioindicatori di qualità ambientale per gli ambienti acquatici. La Direttiva Europea 2000/60/CE (*Water Framework Directive, WFD*), recepita dall'Italia con il D.Lgs 152/2006, istituisce un quadro di riferimento per la tutela e gestione delle risorse idriche comunitarie, compresi i sistemi marino-costieri e lagunari. Lo stato ecologico può essere valutato in base a monitoraggio e studio di diversi Elementi di Qualità Biologica (EQB) supportati da caratteristiche idromorfologiche e fisico-chimiche dell'ambiente. Lo Stato Ecologico (ES) viene così definito dalla qualità della struttura e del funzionamento degli ecosistemi acquatici attraverso 5 classi: "elevato", "buono", "moderato", "povero" e "cattivo". La Direttiva tra gli EQB inserisce le macroalghe, le fanerogame marine, il fitoplancton, lo zoobenthos e l'ittiofauna sia per le acque marino-costiere sia per quelle di transizione. Macroalghe e fanerogame sono considerato un singolo EQB, chiamato Macrofite. Molti autori hanno proposto alcuni indici che utilizzano le macrofite come indicatori ambientali: *Macrophyte Quality Index* (MaQI) (Sfriso et al., 2007b, 2009b, 2014); *Ecological Evaluation Index* (EEI) (Orfanidis et al., 2001, 2003, 2011), *Posidonia Oceanica Multivariate Index* (POMI) (Bennett et al., 2011) e CARLIT (Ballesteros et al., 2007) per citarne alcuni.

In seguito la Direttiva Europea 2008/56/CE (*Marine Strategy Framework Directive*), recepita in Italia con il D.lgs n. 190 del 13 ottobre 2010, inserisce le fanerogame marine tra i 9 indicatori (insieme a fitoplancton, zooplancton, meduse, pesci ossei, pesci cartilaginei, pesci piscivori, rettili marini e mammiferi marini) per la valutazione dello Stato Ambientale (ES), con l'obiettivo

di raggiungere entro il 2020 il Buono Stato Ambientale (GES) in tutti i corpi idrici europei.

Inoltre le praterie di *Posidonia oceanica*, ampiamente distribuita in tutto il Mediterraneo, sono considerate *habitat* prioritario della Direttiva 92/43/CEE del Consiglio Europeo del 21 maggio 1992 sulla conservazione degli *habitat* naturali e semi-naturali e della flora e della fauna selvatiche.

1.7 LA CONSERVAZIONE E IL RIPRISTINO

Questa serie di trattati, convenzioni, direttive e leggi sono state introdotte allo scopo di rallentare o fermare il degrado delle fanerogame, già soggette a pressioni in quanto situate in prossimità delle coste e quindi in ambienti fortemente antropizzati (Ralph et al., 2007b).

Alle forzanti a livello locale si aggiunge il cambiamento climatico di origine antropica a livello globale. I dati di temperatura superficiale globale oceanica infatti hanno dimostrato che tra il 1880 e il 2012 si è assistito ad un aumento di circa 0.11°C per decennio nel periodo 1971-2010 nei primi 75 m di profondità (Fig. 19), con un aumento medio del livello del mare di circa 0.19 m tra il 1901 e il 2010 (Fig. 20) a partire dall'inizio dell'età industriale (IPCC, 2013).

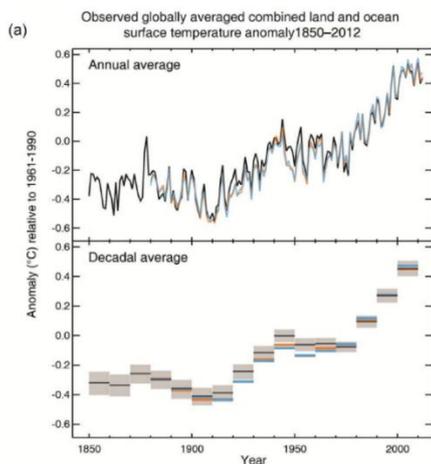


Figura 19: Media combinata delle anomalie di temperatura superficiali di terra e oceani osservate a livello globale tra il 1850 e il 2012. In alto sono rappresentate le variazioni annuali, mentre in basso le variazioni decennali (IPCC, 2013)

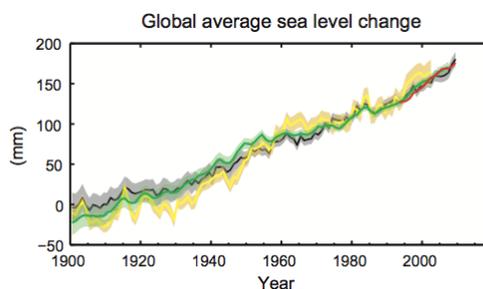


Figura 20: Variazione globale del livello del mare (le linee colorate indicano i diversi set di dati) (IPCC, 2013)

La continua emissione di gas serra (in particolare CO₂ e CH₄) nei prossimi anni porterà ad un ulteriore aumento della temperatura superficiale oceanica (un aumento stimato nei primi 100 m, a fine XXI, tra 0.6 e 2°C rispetto al periodo 1850-1900) ed un aumento del livello del mare (tra 0.26 e 0.82 m nel periodo 2081-2100 rispetto al periodo 1986-2005) (Fig. 21) (IPCC, 2013).

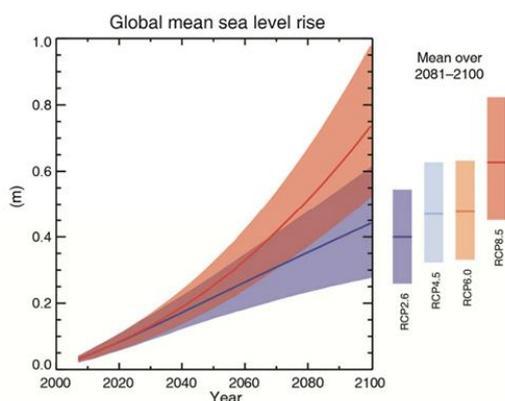


Figura 21: Variazione globale del livello medio del mare tra il 2012 e il 2100 secondo i vari scenari (IPCC, 2013)

Tali variazioni di temperatura porteranno ad alterazioni nei tassi di crescita, fotosintetici, di calcificazione e molti processi biochimici e biogeochimici delle fanerogame, mentre il riscaldamento degli oceani influenzerà le specie, le comunità e gli ecosistemi in modo ancora non totalmente noti. Koch et al.

(2013) evidenzia come con l'innalzamento delle temperature nelle aree temperate si assisterà probabilmente ad una maggiore competizione tra le fanerogame ivi presenti e quelle adattate ad ambienti tropicali. Tali effetti variano a seconda delle profondità alle quali si trovano le praterie: le praterie superficiali si acclimateranno mediante l'omeostasi respiratoria e l'attivazione di meccanismi foto-protettivi, mentre le praterie in profondità subiranno danni all'apparato fotosintetico e al bilancio del carbonio (Marin-Guirao et al., 2016). Inoltre una maggiore temperatura porterà all'aumento del numero di foglie di colore brunastro (indice di moria) e dei livelli di feofitine, diminuendo così la capacità fotosintetica (Repolho et al., 2017). L'aumento del livello del mare aumenterà la profondità e quindi diminuirà la disponibilità di luce sul fondo, riducendo la produttività delle fanerogame (Mach & Mastrandrea, 2014). Infine l'acidificazione del mare, dovuta alla maggiore concentrazione di diossido di carbonio, diminuirà il numero dei pigmenti fotosintetici (Apostolaki et al., 2014; Repolho et al., 2017).

Al fine di venire incontro alle esigenze di conservazione e ripristino delle fanerogame, di mitigazione e di adattamento ai cambiamenti climatici, si sono sviluppati una serie di progetti in aree dove erano presenti e successivamente scomparse a seguito di pressioni antropiche varie. Le fanerogame sono infatti in grado di assimilare carbonio all'interno del sedimento e di proteggere le coste dall'erosione a seguito dell'innalzamento del livello del mare e dell'aumento del moto ondoso (Duarte et al., 2013b; Russell et al., 2013).

Il progetto Life SeResto (SEagrasses RESTOration) si inserisce pienamente in questo scenario. Lo scopo è il ripristino e la preservazione dell'*habitat* acquatico prioritario 1150* (Lagune Costiere) nel SIC Laguna Superiore di Venezia (IT3250031), attraverso la dispersione di zolle e rizomi di fanerogame prelevate da alcune valli da pesca arginate dove le condizioni ambientali sono elevate (secondo la direttiva WFD 2000/60/EC), al fine di aiutare la naturale espansione delle praterie.

I partner del progetto sono: Università Ca' Foscari di Venezia, ISPRA (Istituto Superiore per la Protezione e la Ricerca Ambientale), il Provveditorato Interregionale per le Opere Pubbliche e l'Associazione Cacciatori Veneti - Associazione Ambientalista "Laguna Venexiana".

Il progetto mira ad un miglioramento delle condizioni ambientali attuali dell'*habitat* 1150* attraverso l'attività di *restoration* di fanerogame acquatiche. In particolare: la stabilizzazione e compattazione dei sedimenti ad opera dei rizomi porterà ad una maggiore limpidezza dell'acqua e ad un miglior scambio di nutrienti tra acqua e sedimenti, la produzione primaria di specie ad alto valore ecologico aumenterà, l'epifauna bentonica colonizzerà la vegetazione e le specie ittiche aumenteranno. Inizialmente, quindi, si sono trapiantate zolle di *Zostera marina*, *Ruppia cirrhosa* (Petagna) Grande e *Zostera noltei* nelle stazioni in base alle caratteristiche del sedimento. I siti di trapianto sono stati poi protetti per mezzo di fascinate in modo da limitarne l'esposizione a forzanti meteomarine. Infine, con continui interventi, si è cercato di favorire l'attecchimento dei semi e la dispersione di rizomi, cercando di supportare la naturale espansione delle praterie nelle aree circostanti.

1.8 SCOPO DELLA TESI

Il lavoro di questa tesi è stato intrapreso per valutare l'evoluzione spazio-temporale delle fanerogame acquatiche e delle condizioni ecologiche nelle stazioni della laguna settentrionale nell'ambito del progetto Life SeResto, mettendo in relazione i parametri ambientali biotici e abiotici ottenuti da misurazioni in campo e campioni d'acqua e sedimento prelevati e analizzati poi in laboratorio.

Nella prima parte della tesi verrà descritto il sito della Laguna di Venezia e la sua evoluzione storica dal punto di vista chimico e delle fanerogame. Saranno poi descritte le principali caratteristiche di ciascuna delle 5 specie presenti in laguna e, in seguito, illustrate le metodologie di campionamento ed analisi facendo infine alcune considerazioni sui risultati ottenuti. Sono state inoltre tratte delle considerazioni sulle relazioni tra i parametri ambientali ottenuti dalle analisi di laboratorio e l'attecchimento e crescita delle zolle trapiantate in laguna con particolare riferimento al cambiamento dello stato ecologico dell'area.

Verranno esposti e commentati poi dei risultati ottenuti da uno studio preliminare di misurazione di produzione primaria attraverso l'utilizzo di camere bentiche e la variazione delle concentrazioni di ossigeno all'interno di queste.

2. AREA DI STUDIO

La laguna di Venezia (Fig. 22) è situata a nordovest del Mare Adriatico settentrionale ed è compresa a nord dal fiume Sile e a sud dal Brenta.

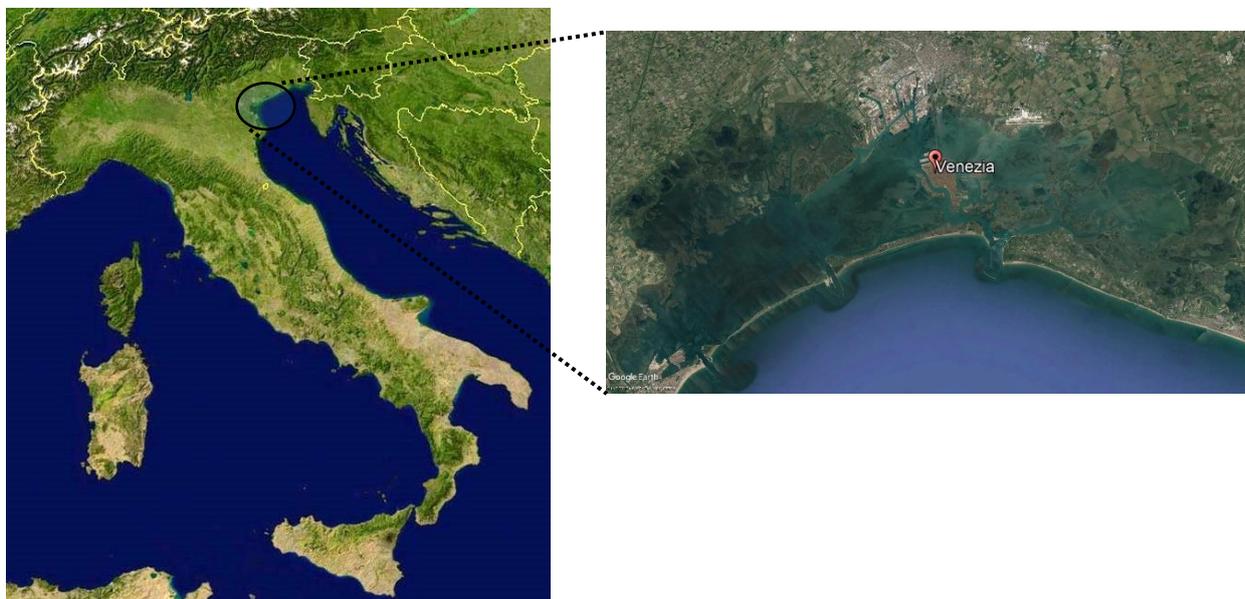


Figura 22: La Laguna di Venezia
(<https://www.google.it/intl/it/earth/>)

La sua superficie di circa 550 km² (il 10% costituito da barene e il 5% da isole, Venezia e isole minori) la rende la più vasta area umida italiana e di tutto il bacino mediterraneo. E' delimitata verso il mare da un sistema di isole barriera formato, da nord a sud, da Cavallino, Lido, Pellestrina e Sottomarina, separati tra loro rispettivamente dalle tre bocche di porto di Lido-San Nicolò, Malamocco e Chioggia. Quest'ultime dividono dal punto di vista geografico la laguna in tre aree: settentrionale, centrale e meridionale. In particolare la laguna settentrionale è un sito di interesse comunitario della rete Natura 2000 (SIC IT3250031 - Laguna di Venezia Settentrionale).

Nel corso degli anni in laguna si sono verificate grandi variazioni dei parametri ambientali e delle caratteristiche chimico-fisiche delle acque e dei sedimenti e conseguenti

condizioni ipertrofiche e distrofiche estese in tutta la laguna centrale e in gran parte della laguna settentrionale. Le cause principali di tali alterazioni sono da ricercare nell'eccessiva quantità di nutrienti presenti nelle acque che ha origine fin dagli anni '20 con la creazione del polo industriale di Porto Marghera e lo sversamento di sostanze eutrofizzanti di origine organica e inorganica in laguna (Pavoni et al., 1992). Tali immissioni sono aumentate nel corso degli anni fino a raggiungere il loro picco intorno agli anni '60 e '70 (Pavoni et al., 1992). Alla presenza di tali sostanze vanno poi aggiunti composti ricchi di fosforo e azoto di origine industriale e agricola, acque di rifiuto ad alta temperatura provenienti dai processi di raffreddamento di vari impianti (ad esempio la centrale termoelettrica di Fusina) e scavi di grossi e profondi canali commerciali (ad esempio Canale Malamocco-Marghera, detto anche "Canale dei Petroli"), senza dimenticare gli scarichi urbani di Mestre, Venezia ed isole, spesso non trattati. Tutto ciò ha modificato radicalmente l'idrodinamica e la trofia della laguna centrale.

Le fanerogame, in particolare le specie *Zostera marina*, *Zostera noltei* e *Cymodocea nodosa*, prima degli anni '60 dominavano la laguna, garantendone trasparenza e condizioni oligo-mesotrofiche. A partire dagli anni '60 tuttavia le concentrazioni di fosfati e ammonio sono aumentate esponenzialmente (Pavoni et al., 1992). In particolare: le concentrazioni di ammoniaca nelle acque dell'area industriale e all'interno dei suoi canali avevano raggiunto valori compresi tra 1000 e 3800 μM , mentre quelle di fosforo e azoto nei sedimenti superficiali un aumento medio rispettivamente di 2.4 e 30 volte (Giordani & Perin, 1974; Perin, 1975; Zucchetta, 1983; Cossu & De Fraja Frangipane, 1985; Sfriso

et al., 1990). I cambiamenti idrodinamici e le alte concentrazioni di nutrienti hanno portato tra gli anni '60 e '90 ad un grande sviluppo delle macroalghe, per lo più Ulvaceae e Gracilariaceae, fino a sostituire tra il 1979 e il 1990 le fanerogame come specie predominanti nella laguna centrale e settentrionale (Sfriso et al., 1987, 1990; Sfriso & Facca, 2007a). Tuttavia le fanerogame rappresentavano ancora la specie dominante della laguna meridionale. In quegli stessi anni infatti la specie macroalgale dominante in laguna centrale, *Ulva rigida*, presentava valori di crescita talmente alti da soppiantare qualunque altro taxon (Sfriso & Facca, 2007a).

Nel 1980, i valori di Produzione Primaria Netta (NPP) totale, Produzione Primaria Lorda (GPP) totale e *standing crop* macroalgali, rispettivamente 2912 ktonnellate, 18498 ktonnellate e 841 ktonnellate (fwt) (Sfriso & Facca, 2007a), erano troppo elevati per poter garantire un'espansione delle fanerogame, diminuendo così la qualità ambientale. Allo stesso tempo si è assistito ad una diminuzione della biodiversità, raggiungendo il minimo numero di specie presenti (Sfriso, 1987; Sfriso et al., 2010). Inoltre, i nutrienti riciclati dalla GPP nella laguna centrale, stimati in 26000 tonnellate di azoto (N) e 2300 di fosforo (P), presentavano concentrazioni tali da favorire la crescita di una grande quantità di macroalghe portando ad elevate variazioni stagionali dei parametri ambientali nella colonna d'acqua e nei sedimenti e depositi di grandi quantità di azoto e fosforo per degradazione della biomassa di *Ulva rigida* depositata sul fondo.

Le elevate biomasse unite all'assenza di vento, temperature elevate e acque stagnanti, hanno portato alla degradazione di una grande quantità di materiale vegetale e conseguenti crisi

anossiche, morte di macrofauna e ittiofauna stanziata (Sfriso et al., 1988). La presenza di acqua torbida per il detrito e di bloom fitoplanctonici e batterici ha liberato molte sostanze tossiche presenti in acqua (H_2S , NH_4^+ , etc.) e in aria (H_2S).

Di conseguenza, nel 1990 le coperture di *Zostera noltei*, *Zostera marina* e *Cymodocea nodosa* in laguna erano rispettivamente circa 43 km², 37 km² e 16 km² (Caniglia et al., 1992).

La riduzione di copertura e produzione di *Ulva sp.* dopo il 1990 ha limitato i fenomeni anossici e, dove le biomasse algali erano scomparse, si è assistito ad una ricolonizzazione delle fanerogame, raggiungendo nel 1998 valori simili al 2003 (Sfriso et al., 2003). Sempre nel 1998, in giugno, il massimo *standing crop*, la produzione primaria netta (NPP) e lorda (GPP) di *Ulva sp.* in laguna sono stati valutati rispettivamente in 8,7 ktonnellate (fwt), 44 ktonnellate e 229 ktonnellate annui (Sfriso et al., 2003). I motivi di tali riduzioni sono molteplici: la diminuzione di luce disponibile a causa del maggiore sedimento risospeso e sedimentato (Sfriso et al., 1994), la riduzione delle concentrazioni di nutrienti, la pesca alle vongole e la loro raccolta meccanizzata (Sfriso & Marcomini, 1996) e, infine, il controllo del pascolo da parte degli invertebrati erbivori.

Tra gli anni 1990 e 2002 la struttura interna delle popolazioni di fanerogame marine in laguna si è modificata con una drastica diminuzione della *Zostera noltei*. Confrontando infatti i dati di distribuzione delle fanerogame in questi due anni (Fig. 23) si possono notare notevoli differenze nei tre bacini.

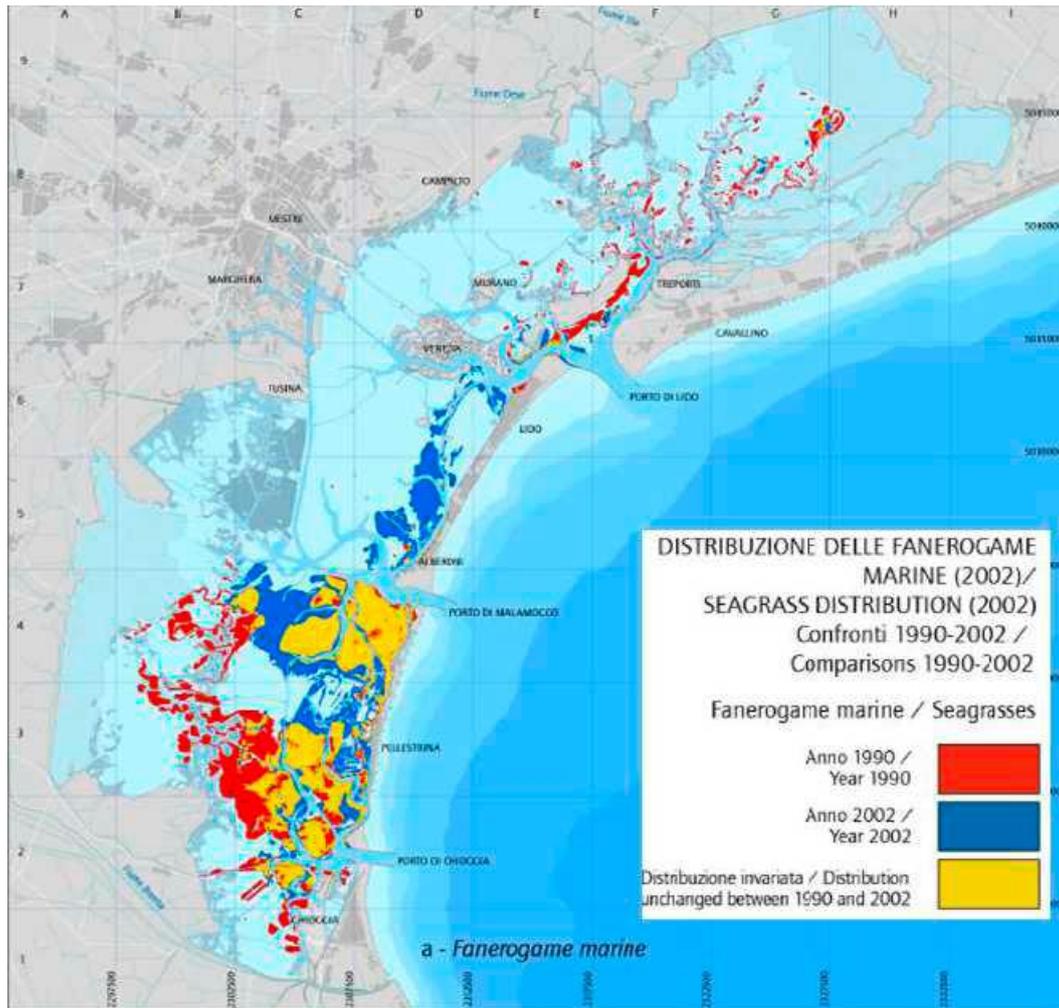


Figura 23: Rappresentazione della distribuzione delle fanerogame marine tra il 1990 e il 2002 (in rosso la distribuzione nel 1990, in blu quella nel 2002 ed in giallo la distribuzione invariata)
 (Atlante della Laguna ed. 2006, pagina 131)

Nella laguna meridionale le specie *Zostera marina*, *Zostera noltei* e *Cymodocea nodosa* sono incrementate apprezzabilmente in copertura, in particolare *C. nodosa* ha avuto un incremento di 1202 ha in dodici anni (Rismondo et al., 2003). Tuttavia se si comparano i dati di incremento tra il 1990 e 2002 (ad esempio per *Cymodocea nodosa*: 230 ha) con la scomparsa di praterie al fine di liberare aree per le concessioni all'allevamento e alla pesca della vongola filippina (*Tapes philippinarum*), circa 240 ha, si può notare come i popolamenti nel bacino siano rimasti pressoché stabili.

In laguna centrale, invece, si sono verificati discreti aumenti di copertura totale da fanerogame marine grazie alle migliorate condizioni ecosistemiche. La specie che ha avuto il maggiore aumento di areale è stata *Zostera marina* (747 ha).

Al contrario in laguna settentrionale si sono registrate le maggiori perdite, pari a 684 ha di superficie, con la quasi totale scomparsa di *Zostera noltei*. Infatti, antitetivamente agli altri bacini, dopo la regressione degli anni '80 e '90 non si è assistito ad un lieve incremento negli anni 2000 (Sfriso & Facca, 2007a). La causa principale del diverso comportamento del bacino nord è il limitato ricambio delle acque, dovuto alle particolari condizioni morfologiche ed idrodinamiche dell'area.

Nel 2007 con la diminuzione di macroalghe e fitoplancton le fanerogame sono diventati i principali produttori primari della laguna (Sfriso & Facca, 2007a). L'attenuazione delle pressioni ambientali sta conducendo ad un ripopolamento graduale delle popolazioni di fanerogame marine e quindi ad una diminuzione della torbidità e al miglioramento progressivo delle condizioni ambientali.

In laguna di Venezia sono presenti 5 specie di fanerogame acquatiche:

- 1) *Cymodocea nodosa* (Ucria) Ascherson, 1869;
- 2) *Zostera marina* Linnaeus, 1753;
- 3) *Zostera noltei* Hornemann, 1832;
- 4) *Ruppia maritima* Linnaeus, 1753;
- 5) *Ruppia cirrhosa* (Petagna) Grande, 1918.

Tuttavia altre specie, come *Althenia filiformis* Petit e *Potamogeton pectinatus* Linnaeus, sono presenti in altri ambienti di transizione italiani caratterizzati da acque dolci (Cecere et al., 2009).

3. DESCRIZIONE DELLE SPECIE PRESENTI IN LAGUNA DI VENEZIA

3.1 *CYMODOCEA NODOSA* (UCRIA) ASCHERSON, 1869.

C. nodosa (Fig. 24) è una pianta appartenente alla famiglia delle Cymodoceaceae e può raggiungere i 150 cm di altezza. Si può trovare in ambienti contraddistinti da elevata salinità e sedimento per lo più grossolano (con tessitura sabbiosa) (Sfriso, 2010).



Figura 24: *Cymodocea nodosa*
(<http://www.lifeseresto.eu/lifeseresto/piante/cymodocea-nodosa>)

Essendo una pianta di origine sub-tropicale, in termini di densità e copertura in laguna di Venezia raggiunge il suo massimo nei mesi di giugno e luglio, al contrario, nel periodo invernale, perde le foglie rimanendo solo con il rizoma al di sotto del sedimento.

I rizomi si presentano lunghi orizzontalmente e corti verticalmente e assumono il caratteristico colore rosa-rossastro. A livello dei nodi sono presenti grosse radici avventizie solitarie e cicatrici anulari molto ravvicinate (Fig. 25). *C. nodosa* è la specie più adatta per il consolidamento dei sedimenti in quanto forma una rete densa ed intricata in grado di raggiungere i 30 cm di profondità (Sfriso, 2010).



Figura 25: Rizoma di *Cymodocea nodosa*
<http://www.lifeseresto.eu/lifeseresto/piante/cymodocea-nodosa>

Tra maggio e novembre a livello dei nodi dei rizomi vengono emessi getti in numero variabile di 2-4 foglie larghe circa 3 mm e provviste di una guaina lunga 3-7 cm (Sfriso, 2010). Ai lati della foglia sono presenti dentelli uncinati rivolti all'interno che contengono cellule bruno-rossastre ricche di tannini, mentre

l'apice si presenta arrotondato e senza depressioni centrali.



Figura 26: Superficie fogliare di *Cymodocea nodosa*
<http://www.lifeseresto.eu/lifeseresto/piante/cymodocea-nodosa>

In sezione trasversale le foglie presentano una caratteristica struttura costituita da 7 fasci vascolari paralleli di ugual spessore dove passano i tubi del Floema e dello Xilema (Fig. 26).

In laguna di Venezia la riproduzione di questa specie avviene quasi esclusivamente per via vegetativa, con accrescimento e dispersione dei rizomi. La fioritura quindi è molto rara.

L'areale di *C. nodosa* è di oltre 23 km² in espansione e per questo motivo è la fanerogama più diffusa in laguna di Venezia (Sfriso, 2010). La sua distribuzione è maggiore nel bacino sud in prossimità delle bocche di porto degli Alberoni e Pellestrina (Fig. 27), mentre è molto limitata nel bacino centrale (Fig. 28) e nel bacino settentrionale con una sola prateria in un'area confinata di fronte a Valle Grassabò in Palude Maggiore (Sfriso & Facca, 2007a). Nelle valli confinate (Val Grassabò, Val Dogà, etc.), dove le praterie sono salvaguardate da impatti antropici, è invece molto comune (Sfriso & Facca, 2007a).

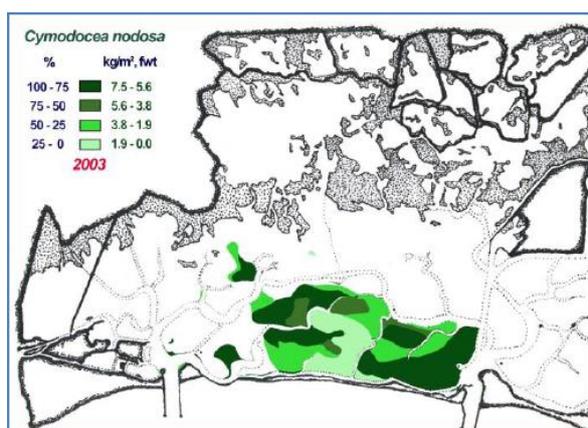


Figura 27: Distribuzione di *Cymodocea nodosa* in laguna meridionale (Sfriso & Facca, 2007a)

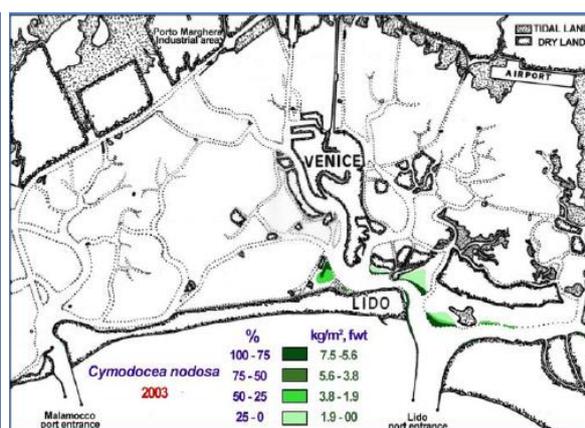


Figura 28: Distribuzione di *Cymodocea nodosa* in laguna centrale (Sfriso & Facca, 2007a)

Negli ambienti di transizione la sua presenza indica condizioni da buone a elevate come evidenziato dall'indice R-MaQI impiegato per la valutazione dello stato ecologico degli ambienti di transizione dell'eco-regione Mediterranea (Sfriso et al., 2007a, 2009b).

3.2 RUPPIA CIRRHOSA (PETAGNA) GRANDE, 1918.

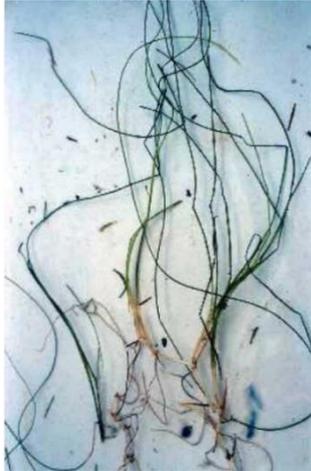


Figura 29: Fusto, radici e apici fogliari di *Ruppia cirrhosa* (<http://wisflora.herbarium.wisc.edu/taxa/index.php?taxon=4926>)

R. cirrhosa è una pianta appartenente alla famiglia delle Potamogetonaceae e può raggiungere i 45 cm di altezza (Mannino & Graziano, 2016). Colonizza gli ambienti confinati, caratterizzati da bassa salinità e sedimenti melmosi nei quali i rizomi formano reti ipogee facili da estirpare (Fig. 29).

I rizomi, il cui diametro varia tra 0.8 e 1.2 mm, sono provvisti di molti nodi ed internodi di colore giallastro (Sfriso, 2010).

Gli steli erbacei portano pacchetti di 3-5 foglie di lunghezza compresa tra 15 e 17 cm e larghezza tra 0,8 e 1,0 mm che man mano si assottigliano fino ad arrivare a 0.5-0.6 mm all'apice (Sfriso, 2010). Cellule tanniche di colore rosso-brunastro sono presenti lungo la parte apicale, gli steli, i peduncoli fiorali e le guaine basali. Le foglie sono regolari, presentano una sola nervatura centrale e sono seghettate con numerosi dentelli apicali che presentano 2-3 cellule prominenti (Fig. 30).



Figura 30: Apice fogliare di *Ruppia cirrhosa* (<http://www.lifeseresto.eu/lifeseresto/piante/ruppia-cirrhosa>)

La riproduzione può avvenire per via vegetativa, e quindi con accrescimento e dispersione dei rizomi, oppure per via sessuale, con produzione di fiori, frutti e semi.

R. cirrhosa è molto sensibile ad alterazioni ambientali e ad incrementi di torbidità. Per tale motivo la sua distribuzione è scarsa. Nella laguna di Venezia non sono ancora stati compiuti

studi sulla sua biomassa e i tassi di accrescimento (Sfriso, 2010).

3.3 RUPPIA MARITIMA LINNAEUS, 1753.



Figura 31: Rizomi e foglie di *R. maritima*
(<http://www.lifeseresto.eu/lifeseresto/piante/ruppia-maritima>)

R. maritima appartiene alla famiglia delle Potamogetonaceae. Contrariamente a *R. cirrhosa*, colonizza ambienti confinati caratterizzati da elevate variazioni di salinità e sedimenti melmosi e forma reti ipogee non molto sviluppate e facili da estirpare.

I rizomi (Fig. 31) sono sottili e presentano un diametro variabile tra 0,8 e 1,0 mm (Sfriso, 2010).



Figura 32: Ingrandimento della parte apicale di una foglia di *R. maritima*
(<http://www.lifeseresto.eu/lifeseresto/piante/ruppia-maritima>)

A partire dai nodi rizomiali vengono emessi molti e corti fasci fogliari, ognuno con molteplici radichette e 3-5 foglioline ben impacchettate. Le foglie, lunghe 10-30-(40) cm e larghe 0,4-0,8 mm, si assottigliano verso l'apice fino a raggiungere i 0,2-0,15 mm (Sfriso, 2010). La parte apicale (Fig. 32) è irregolare e caratterizzata da molti dentelli singoli ad intervalli regolari lungo i bordi. Lungo tutta la lamina fogliare

sono presenti numerose cellule tanniche di color rosso intenso e più gonfie di quelle epidermiche.

R. maritima è caratterizzata da un ciclo di accrescimento stagionale. Il periodo primaverile è il più rigoglioso e nel quale si raggiungono le dimensioni maggiori.

La riproduzione, come per *R. cirrhosa*, avviene per via vegetativa (con accrescimento e diffusione dei rizomi) o per via sessuale (con produzione di fiori, frutti e semi).

R. maritima è molto sensibile alle variazioni ambientali e alla torbidità. Per tale motivo è abbastanza rara. Nella laguna Veneta, infatti, la si trova in piccole popolazioni solo tra le barene di Torcello e Burano o in laguna sud presso la valle del Brenta (Sfriso, 2008; Sfriso et al., 2009a).

3.4 ZOSTERA MARINA LINNAEUS, 1753.

Z. marina appartiene alla famiglia delle Zosteraceae e colonizza ambienti contraddistinti da acque salmastre e sedimenti fini (granulometria inferiore a 63 µm) o medio fini (bassa frazione argillosa ed elevata frazione limosa) dei bassi fondali lagunari. Nella laguna Veneta ricopre un'area di circa 26 km² con praterie compatte nella laguna meridionale e centrale in prossimità delle bocche di porto di Malamocco e Lido raggiungendo anche zone parzialmente dissalate (Sfriso & Facca, 2007a). Questo rende *Z. marina* la specie più diffusa in termini di copertura della laguna di Venezia (Sfriso & Facca, 2007a).



Figura 33: Rizoma di *Z. marina*
(<http://www.lifeseresto.eu/lifeseresto/piante/zoostera-2>)

I rizomi, il cui colore varia dal verde in superficie al giallo-rosato (Fig. 33), presentano nodi ed internodi distanziati senza cicatrici fogliari. Ad una certa distanza dal meristema i rizomi marciscono e quindi le dimensioni raggiungono il loro massimo a 10-15 cm e penetrano i sedimenti fino a 5-10 cm di profondità, rendendoli così facilmente estirpabili. Dai nodi vengono emesse molte e sottili radichette

e getti di numero variabile da 2 a 7 foglie larghe 6-7 mm, lunghe fino a 100-120 cm e leggermente arcuate.

In sezione trasversale i rizomi si presentano compatti con un sottile strato epidermico e una successiva serie compatta di cellule e tubi che costituiscono lo strato perimidollare, mentre al centro si può distinguere un fascio principale, circondato da cellule che allontanandosi si ingrossano.

In laguna di Venezia la vita media delle foglie, che poi ricadono senza lasciare cicatrici fogliari, varia da 28 a 99 giorni (in media 48). Nei mesi di aprile-giugno *Z. marina* produce fasci di foglie lunghe fino a 120-130 cm (Sfriso, 2010).

Caratteristica distintiva della specie sono gli arrotondati apici fogliari e la depressione centrale formata dalla nervatura centrale (Fig. 34). Questa, insieme alle altre due nervature più evidenti, circa equidistanti le une dalle altre, costituiscono le aree dove passano i tubi del floema e dello xilema. Parallelamente ai lati delle tre nervature principali si distinguono numerose nervature sottili secondarie (Fig. 35). Come difesa dal pascolo degli invertebrati erbivori sono presenti cellule tanniche di color bruno-rossastro.



Figura 34: Apice fogliare di *Z. marina*
(<http://www.lifesearesto.eu/lifesearesto/piante/zoostera-2>)



Figura 35: Ingrandimento della foglia di *Z. marina*
(<http://www.lifesearesto.eu/lifesearesto/piante/zoostera-2>)

Le foglie internamente presentano spazi vuoti aeriformi che permettono il mantenimento della postura eretta. I cloroplasti sono piccoli, disposti ai margini delle cellule e di forma ellissoidale.

In sezione trasversale si può notare uno strato pigmentato esterno di cellule epidermiche e due strati di cellule incolori più interni che danno origine a diversi ponti cellulari tra i due lembi fogliari.

La fioritura avviene nel periodo primaverile e i fiori sono disposti in spighe, di dimensione ridotte e di color verdastro. Lungo l'asse fogliare sono disposti alternativamente fiori maschili e femminili, in modo da avere dopo ogni fiore femminile due maschili per un totale di 15 fiori femminili e 30 maschili. I primi sono un ovario con corto stilo e stimma bifido, i secondi antere uniloculari. I frutti sono secchi e lisci, lunghi tra 3 e 5 mm, di forma ovoido-ellissoidale, schiacciati e coriacei.

La biomassa istantanea di *Z. marina* nella laguna Veneta nell'estate 2003 è stata stimata in circa 90 ktonnellate di peso umido e la sua produzione netta annuale in 369 ktonnellate (Sfriso & Facca, 2004).

Nel periodo di fioritura si ha il massimo sviluppo dove la biomassa può superare i 6 kg m⁻², peso umido (Fig. 36).

La velocità di accrescimento relativa (%RGR) dei getti varia tra 1,1% e 4,5%, mentre il rapporto produzione netta/massima biomassa (P/B) è circa 3,3.

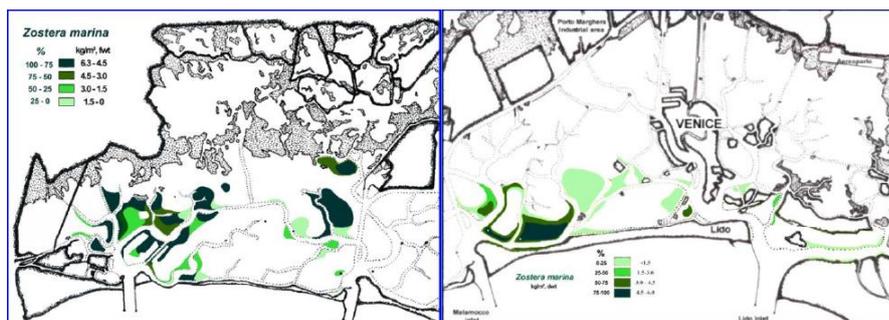


Figura 36: Areale di distribuzione di *Z. marina* in laguna meridionale (a sinistra) e centrale (a destra) (Sfriso & Facca, 2007a).

3.5 *Zostera noltei* Hornemann, 1832.

Z. noltei è una specie appartenente alla famiglia delle Zosteraceae che cresce in ambienti confinati, in velme e ai margini delle barene. Predilige ambienti caratterizzati da substrati poco compatti a granulometria fine (prevalentemente limosa).

Le piante di *Z. noltei* sono simili a quelle di *Z. marina* ma di dimensioni minori (Fig. 37). I rizomi, chiari o rosati, poco ramificati e di dimensioni limitate (Fig. 38), non affondano oltre i 5 cm di profondità nei sedimenti e quindi sono facili da estirpare. I nodi ed internodi sono variamente distanziati e non presentano cicatrici fogliari.



Figura 37: Esempio di *Zostera noltei* ("I quaderni di Arpa" Sfriso, 2010)

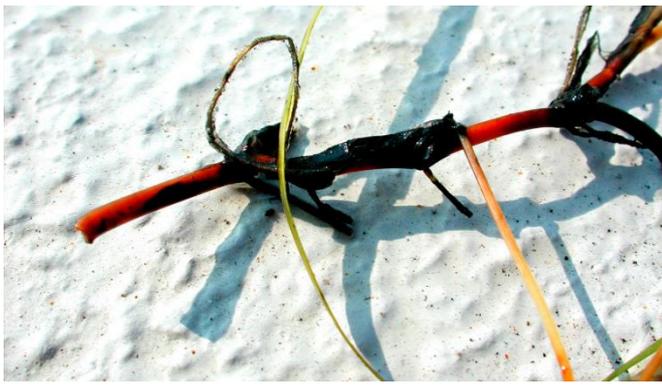


Figura 38: Rizoma di *Z. noltei* (<http://www.lifeseresto.eu/lifeseresto/piante/nanozostera-noltii>)

In sezione trasversale i rizomi presentano un sottile strato epidermico seguito da una serie compatta di cellule e tubi costituenti lo strato perimidollare, come in *Z. marina*, tuttavia meno compatto. Si può distinguere un fascio centrale, circondato da cellule che allontanandosi diventano man mano più grosse.

A livello dei nodi vengono emesse numerose radichette, le quali, a loro volta, emettono peli radicali che sono inseriti nello strato corticale e sono provvisti di un peculiare ingrossamento all'apice.



Figura 39: Apice fogliare di *Z. noltei*
(<http://www.lifeseresto.eu/lifeseresto/piante/nanozostera-noltii>)

Le foglie sono nastriformi, di numero variabile tra 2 e 5, larghe 0,7-1,5 mm e lunghe 10-20-(40) cm (Sfriso, 2010). I bifidi apici fogliari presentano una depressione centrale che dà origine a un grosso fascio, mentre ai bordi della lamina fogliare sono presenti due fasci

minori (Fig. 39). Le tre nervature maggiori costituiscono le aree dove passano i tubi del Floema e dello Xilema.

Z. noltei presenta un maggior numero di cellule tanniche di color bruno-rossastro rispetto a *Z. marina*. I cloroplasti sono piccoli, di forma ellissoidale arrotondata e disposti ai lati delle cellule.

In sezione trasversale si può osservare uno strato pigmentato esterno composto da cellule epidermiche e uno strato interno di cellule midollari dalle quali si formano i ponti cellulari tra i due lembi fogliari.

La fioritura della pianta si verifica nei mesi di maggio ed agosto e i fiori, in numero variabile da 3 a 12, sono riuniti in uno spadice lineare. I fiori maschili sono quasi doppi rispetto ai femminili, e sono ridotti ad antere uniloculari, mentre i femminili ad un ovario privo di stamma sessile e bifido. I frutti, invece, sono di forma ellissoidale schiacciata e misurano circa 2 mm (Sfriso, 2010).

Z. noltei si può trovare in popolazioni pure o in associazione con *R. cirrhosa* e/o *R. maritima* e predilige il mesolitorale inferiore, ma si può trovare in abbondanza anche nell'infralitorale in assenza di competizione con altre specie.

Negli anni '90 rappresentava la fanerogama marina più diffusa nella laguna di Venezia (Caniglia et al., 1992), mentre ora il suo areale si è di molto ridotto (Rismondo et al., 2003; Sfriso & Facca, 2007; Sfriso et al., 2009a). I motivi di tale riduzione sono stati: la pesca alle vongole filippine e la conseguente distruzione dei fondali, l'aumento della torbidità, la ricostruzione di barene e argini nelle valli di pesca e la deposizione di acquedotti e tubature subacquee. In particolare la realizzazione di barene ha distrutto il loro habitat e aumentato la torbidità, ricoprendo così le fronde con materiale particellato in sospensione, limitando la quantità di luce ricevuta dalla foglia e, di conseguenza, l'energia per la fotosintesi ed il suo accrescimento.

Nel 2003 la sua biomassa istantanea è stata stimata in circa 10 ktonnellate in peso umido, mentre il rapporto tra produzione netta e massima biomassa (P/B) in 1,91 (Sfriso & Facca, 2004) (Fig. 40, 41, 42) per una superficie di 6,2 km² totali.

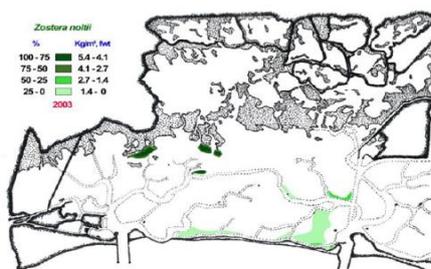


Figura 40: Areale di distribuzione di *Z. noltei* in laguna meridionale (Sfriso & Facca, 2007a)

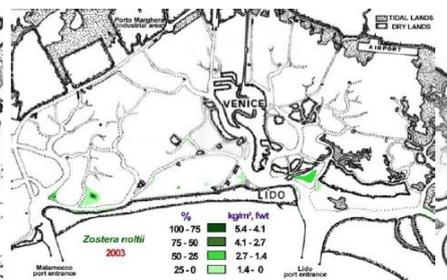


Figura 41: Areale di distribuzione di *Z. noltei* in laguna centrale (Sfriso & Facca, 2007a)

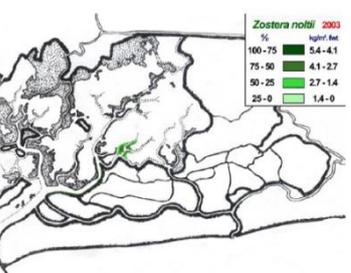


Figura 42: Areale di distribuzione di *Z. noltei* in laguna settentrionale (Sfriso & Facca, 2007a)

4. MATERIALI E METODI

4.1 STAZIONI

Nella [Fig. 43](#) sottostante sono indicate le 35 stazioni in cui sono stati effettuati i trapianti tra aprile e maggio 2014 e 2015 e le dispersioni attive dei rizomi.

In particolare: in verde sono rappresentate le 17 stazioni in cui è stato effettuato il trapianto di fanerogame e il monitoraggio della matrice acqua e sedimento nel 2014; cerchiati in giallo le 8 stazioni dove è stato effettuato il monitoraggio trimestrale dei parametri ambientali; infine, in rosso, le 18 stazioni dove sono stati effettuati i trapianti e il monitoraggio della matrice acqua e sedimento nel 2015 (in [Appendice 1](#) sono riportate le coordinate di ciascuna stazione).

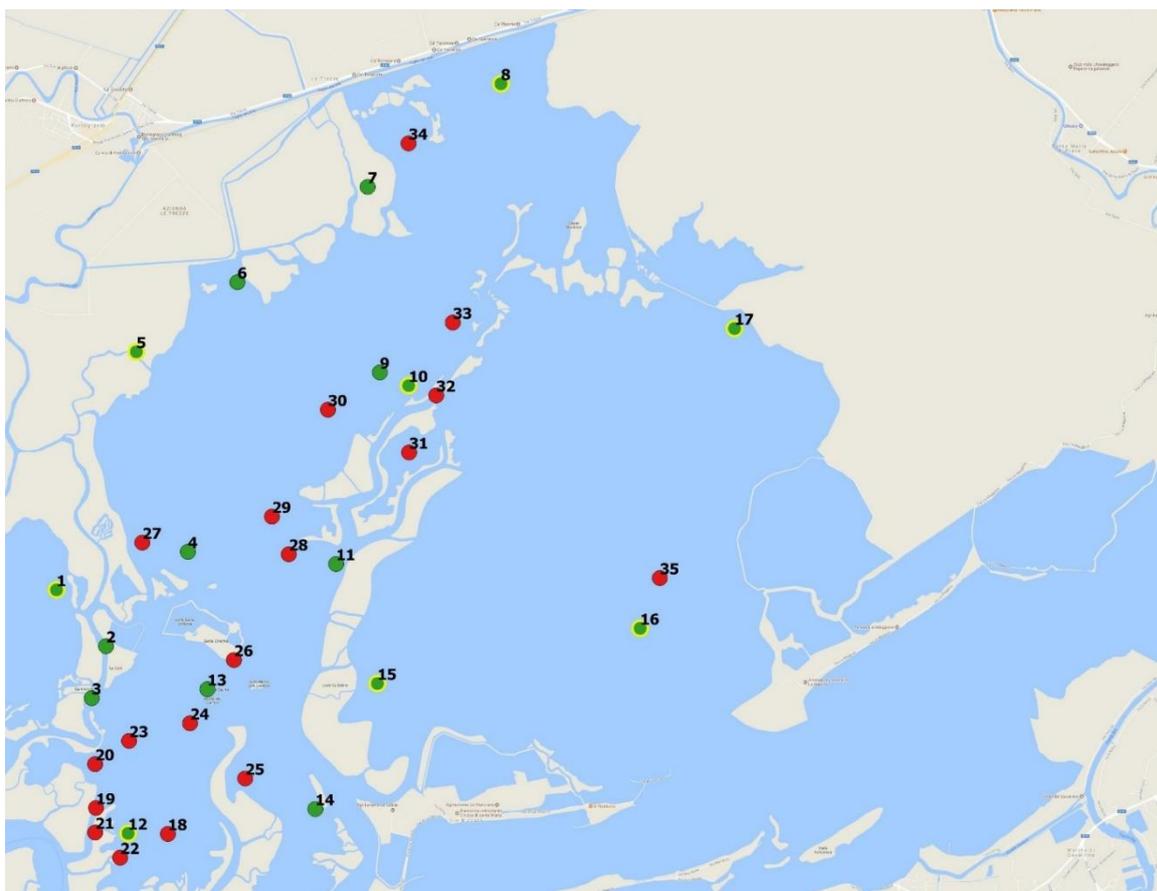


Figura 43: Le 35 stazioni del progetto SeResto.

4.2 CAMPIONAMENTO

4.2.1 RACCOLTA DEI CAMPIONI D'ACQUA

Diverse aliquote di campioni rappresentativi dell'intera colonna d'acqua sono state prelevate in base al tipo di analisi da effettuare:

- 20 ml per la determinazione di clorinità e salinità;
- Un litro, suddiviso in tre aliquote (una da 500 ml e le altre due da 250 ml ciascuna), è stato filtrato per mezzo di tre diversi filtri Swinnex della Millipore e filtri Whatman GF/F in fibra di vetro di 0.7 μm con una siringa munita di porta filtri. In seguito i filtri piegati sono stati refrigerati a -20°C fino alle analisi: il primo filtro (da 500 ml) è stato utilizzato per la determinazione della clorofilla-a e dei feopigmenti, gli altri due (da 250 ml ciascuno) per la determinazione del particolato sospeso. 500 ml di acqua filtrata, invece, sono stati conservati in bottiglie di polietilene per la determinazione delle concentrazioni di nutrienti.

4.2.2 RACCOLTA DEI CAMPIONI DEI SEDIMENTI

Mediante l'utilizzo di un carotatore in plexiglass di 10 cm di diametro sono stati raccolti i primi 15 cm di spessore, trattenendo i primi 5 cm superficiali. Tale operazione è stata ripetuta tre volte per ogni stazione ottenendo così tre carote e i 5 cm superficiali di ciascuna sono stati mescolati per ottenere un campione più omogeneo possibile.

Due sub-campioni (uno di 100 ml e l'altro di 60 ml) sono stati prelevati e conservati in frigo portatile e poi in freezer a -18°C per le determinazioni analitiche del fosforo e della granulometria.

4.2.3 STUDIO DELLA COMUNITA' MACROFITICA

4.2.3.1 COPERTURA

La copertura, definita come la porzione di substrato che le singole specie occupano (Boudouresque, 1971), può essere espressa come misura di superficie (m^2) o, più comunemente, come percentuale.



Figura 44: Esempio di bastone di legno metrato utilizzato per la misurazione dell'ampiezza delle zolle.

Il rilievo viene effettuato utilizzando un bastone di legno metrato (Fig. 44) all'interno dell'area di ciascuna stazione ($10 \times 10 m^2$). Sono state quindi misurate le ampiezze delle zolle di fanerogame all'interno delle stazioni. Tali valori sono stati poi

rapportati ai valori ottenuti gli anni precedenti in modo da ottenere una valutazione dell'accrescimento della superficie (in m^2) in ogni stazione tra il 2014-15, 2015-16 e 2016-2017.

4.3 ANALISI DI LABORATORIO

4.3.1 ANALISI PARAMETRI AMBIENTALI NELLA COLONNA D'ACQUA

4.3.1.1 DETERMINAZIONE DEL CONTENUTO DI CLOROFILLA-A

La determinazione di clorofilla-a viene generalmente utilizzata per stimare la concentrazione di fitoplancton negli ambienti marino-costieri (Kalchev et al., 1996). I feopigmenti rappresentano invece la forma degradata, e quindi fotosinteticamente inattiva, della clorofilla-a e sono presenti nelle cellule senescenti e/o morte.

Al fine di determinare la quantità di clorofilla-a e delle feofitine si utilizza le metodologie descritte da Strickland & Parsons (1984).

A seguito del campionamento in campo, ogni filtro viene posto in una provetta di polietilene con 10 ml (o 14 ml) di soluzione di acetone al 90%. Successivamente si immergono le provette in un bagno ad ultrasuoni per mezz'ora al fine di rompere le cellule e rilasciare i pigmenti. Si ripongono quindi le provette in frigo al buio per una notte. Il giorno successivo si procede con l'estrazione e la spremitura dei filtri con delle pinzette da laboratorio facendo attenzione a non romperli. Le provette vengono quindi poste in centrifuga per circa 15 minuti in modo da separare eventuali residui dei filtri. Il contenuto di ciascuna provetta viene poi travasato in un'altra evitando di trasferire il materiale depositato sul fondo.

Si effettuano quindi le letture spettrofotometriche a 750 nm ottenendo così i valori di torbidità dovuti ad una non ottimale centrifugazione, e quindi da sottrarre. Tali letture, se troppo elevate, potrebbero causare errori e quindi si deve procedere a nuove centrifugazioni. Infine vengono eseguite le misure di assorbanza a 665 nm: la prima direttamente dalla provetta, la seconda dopo l'acidificazione del campione con aggiunta di 2-3 gocce di HCl 1%.

Negli ambienti lagunari e costieri a causa della presenza di forti *bloom* fitoplanctonici è utile distinguere le concentrazioni di clorofilla attiva da quella degradata (detta anche feopigmenti).

Si utilizzano quindi le equazioni di Lorenzen (1967):

$$\text{Clorofilla-a } (\mu\text{g/l}) = \frac{26,7 * (665 - 665A) * V_{\text{acetone}} \text{ (ml)}}{V_{\text{filtrato}} \text{ (L)} * \text{cammino ottico (cm)}}$$

$$\text{Feopigmenti } (\mu\text{g/l}) = \frac{26,7 * (1,7 * (665A) - 665) * V_{\text{acetone}} \text{ (ml)}}{V_{\text{filtrato}} \text{ (L)} * \text{cammino ottico (cm)}}$$

dove 665 e 665A sono i valori di assorbanza della clorofilla-a, rispettivamente non acidificata e acidificata; V_{acetone} rappresenta il volume di acetone usato per l'estrazione (10 o 14 ml); V_{filtrato} il volume di campione raccolto e poi filtrato durante il prelievo (generalmente 0.5 L); infine il cammino ottico è la lunghezza della cuvetta utilizzata nelle determinazioni spettrofotometriche (1 cm o 5 cm).

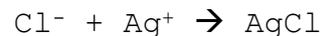
4.3.1.2 DETERMINAZIONE DELLA SALINITÀ

La salinità è una misura del contenuto di sali disciolti nell'acqua. Viene utilizzata insieme alla temperatura per l'identificazione della massa d'acqua campionata e, insieme a temperatura e pressione in situ, per il calcolo della densità (utilizzando un'apposita equazione di stato) (Pawlowicz, 2013). In assenza di apporti di acque dolci le abbondanze relative dei principali ioni presenti sono costanti (Wallace, 1974). Di conseguenza, dalla determinazione della concentrazione di cloro si può risalire ai sali disciolti e alla sua salinità mediante la formula:

$$\text{Salinità} = \text{Cl}^- \times 1,805 + 0,03$$

Tuttavia nelle acque costiere è più corretto fornire direttamente il valore della clorinità poiché la composizione ionica non è sempre costante.

Il metodo utilizzato nella misurazione della clorinità è l'analisi volumetrica per precipitazione di Mohr (Mohr, 1862), adattato da Knudsen al caso dell'acqua di mare (Martin, 1970). Si procede quindi con la titolazione di un volume noto di acqua di mare con una soluzione di nitrato d'argento a titolo noto. L'indicatore da utilizzare è il cromato di potassio (K_2CrO_4) aggiunto in piccola quantità (qualche goccia) al campione d'acqua in esame al fine di rendere visivamente più chiaro il termine della reazione:



La quantità d'acqua da analizzare deve essere esattamente di 15 ml (o 5 ml). Ad ogni 2 ml di soluzione di nitrato d'argento (AgNO_3) equivale 1 gr di Cl per kg d'acqua di mare. Lo standard utilizzato per il calcolo del fattore di correzione da moltiplicare ai valori di clorinità ottenuti è un'acqua a titolo noto (acqua di Copenhagen). Il fattore viene quindi calcolato utilizzando la seguente formula:

$$F = \frac{\text{Clorinità acqua di Copenhagen}}{(\text{ml}/2) \text{ della soluzione di } \text{AgNO}_3}$$

I reagenti utilizzati in tale determinazione sono quindi:

- 1) 12.37 gr di AgNO_3 in un litro di acqua distillata ottenendo la soluzione titolante di AgNO_3 ;
- 2) 5 gr di K_2CrO_4 in 50 ml di acqua distillata per ottenere l'indicatore;
- 3) Acqua di Copenhagen, standard.

4.3.1.3 DETERMINAZIONE DEL PARTICOLATO SOSPESO

Il particolato sospeso (*Total Suspended Solids*, TSS) è rappresentato da particelle di dimensioni maggiori ai 2 μm che si trovano sospese nella colonna d'acqua nella colonna d'acqua e fornisce informazioni sulla torbidità (Kemker, 2014). Il particolato sospeso nella colonna d'acqua si determina per pesate successive di filtri Swinnex della Millipore e filtri Whatman GF/F in fibra di vetro di 0,7 μm di porosità (Kemker, 2014).

Tali filtri vengono posti inizialmente per una notte in stufa al fine seccarli e far evaporare l'acqua presente. Vengono successivamente pesati e riportati i pesi ottenuti in un foglio di carta, facendo attenzione ad abbinare il valore corretto al corrispondente filtro.

Una volta in campo si filtrano in ogni stazione 500 ml, 250 ml per ciascun filtro (nel caso le acque siano particolarmente torbide si può procedere alla filtrazione di un volume minore, ricordandosi però di riportare tale valore), di colonna d'acqua per mezzo di apposite siringhe. Terminata la filtrazione si effettua un passaggio in ogni filtro di un po' di acqua distillata per mezzo della medesima siringa, in modo da togliere i sali presenti dovuti alla salinità dell'acqua.

Infine i filtri vengono posti in un congelatore a -20°C fino alle analisi.

In laboratorio si procede ad una nuova seccatura in stufa e alle pesate con una bilancia analitica, riportando i nuovi valori in un foglio.

Il particolato sospeso si ottiene per differenza tra quest'ultimo valore e la prima pesata. Il tutto è stato poi rapportato allo stesso volume (1 litro).

4.3.1.4 DETERMINAZIONE DEL FOSFORO REATTIVO

Gli ortofosfati nelle acque si possono trovare in soluzione in diverse frazioni ioniche a seconda del pH, della salinità e della temperatura: PO_4^{3-} , HPO_4^{2-} e H_2PO_4^- (Oram, 2011). Per la determinazione del fosforo reattivo si è utilizzato il metodo introdotto da Murphy & Riley (1962).

L'eptamolibdato d'ammonio permette l'estrazione di una frazione di ortofosfati organici oltre ad altri ioni inorganici. Per tale motivo si indicano le varie specie del fosfato determinato con questo metodo come "fosfato reattivo" (RP) (Strickland & Parsons, 1972).

Tale metodologia si basa sulla reazione dell'ortofosfato con ammonio molibdato in ambiente acido (acido solforico) e la conseguente formazione di un complesso fosfomolibdico giallo. La sua successiva riduzione con acido ascorbico genera un complesso di un intenso colore blu. La reazione viene catalizzata dallo ione antimonile (SbO^+).

Reagenti:

- 1) 3 g di ammonio eptamolibdato in 100 ml di acqua bidistillata;
- 2) 14 ml di acido solforico (H_2SO_4) + 90 di acqua bidistillata;
- 3) 5.4 g di acido ascorbico L(+) in 100 ml di acqua bidistillata;

4) 0.136 g di potassio antimonile tartarato in 100 ml di acqua bidistillata.

I reagenti vengono mescolati prima dell'analisi a formare il reagente misto, stabile per circa 6 ore, in rapporto rispettivamente 1:2.5:1:0.5. Il reagente misto viene quindi aggiunto a ciascun campione in proporzione del 10% al volume. La reazione colorimetrica si sviluppa in 10-20 minuti ed è stabile fino a 24.

La concentrazione viene quindi determinata spettrofotometricamente per via colorimetrica alla lunghezza d'onda 885 nm utilizzando la seguente equazione:

$$C = (A_{SS_{\text{campione}}} - A_{SS_{\text{bianco}}}) * \text{Fattore}$$

dove $A_{SS_{\text{campione}}}$ è l'assorbanza di ciascun campione; $A_{SS_{\text{bianco}}}$ è l'assorbanza del bianco (acqua bidistillata con i reagenti); e Fattore è il fattore calcolato attraverso la retta di taratura ottenuta per diluizioni successive a concentrazioni note di potassio diidrogeno fosfato anidro (soluzione madre per le diluizioni ottenuta da 0.8165 gr di KH_2PO_4 in un litro d'acqua bidistillata).

4.3.1.5 DETERMINAZIONE DELLO IONE AMMONIO

La determinazione dello ione ammonio si basa su una serie di reazioni, catalizzate foto-chimicamente, per la formazione del blu di indofenolo a partire da fenolo e ipoclorito.

La metodologia è particolarmente sensibile a contaminazioni da fumi nell'aria, da vetreria non lavata o lavata con detergenti a base ammoniacale (Solorzano, 1969).

Il metodo usato è stato proposto da Riley (1953), successivamente modificata da Solorzano (1969), e si basa sulla formazione in ambiente alcalino (soda) del blu indofenolo a seguito della reazione tra ammoniacca, ipoclorito e fenolo in presenza del catalizzatore sodio nitroprussiato. Al fine di evitare la precipitazione di idrossido di magnesio dell'acqua che interferirebbe con la misura dell'assorbanza a 640 nm, si aggiunge citrato trisodico.

Reagenti:

- 1) 5 g di fenolo in 50 ml di etanolo al 95%;
- 2) 0.25 g di sodio nitroprussiato ($\text{Na}[\text{Fe}(\text{CN})_5\text{NO}] \cdot 2\text{H}_2\text{O}$) in 50 ml di acqua bidistillata;
- 3) 40 g di citrato trisodico + 2 g di idrossido di sodio (NaOH) in 200 ml di acqua bidistillata;
- 4) Soluzione di ipoclorito di sodio con titolo almeno 1.5 N;
- 5) Reagente misto costituito dai reagenti 3) e 4) miscelati rispettivamente in rapporto 4:1.

A 10 ml di campione si aggiungono prima 0.4 ml della soluzione di fenolo, poi 0.4 ml di soluzione di sodio nitroprussiato e 1 ml di reagente misto, agitando ad ogni passaggio.

La durata della reazione colorimetrica dipende dalla temperatura e della concentrazione. Per questo motivo la lettura spettrofotometrica viene eseguita dopo 3 ore tenendo il campione al buio al fine di evitare interferenze fotochimiche (Gravitz & Gleye, 1975). La lettura dell'assorbanza viene effettuata a 640 nm.

La concentrazione viene calcolata attraverso l'equazione:

$$C = (A_{SS_{\text{campione}}} - A_{SS_{\text{bianco}}}) * \text{Fattore}$$

Il fattore viene calcolata dalla retta di taratura ottenuta da soluzioni a concentrazioni note di solfato di ammonio a partire dalla soluzione madre (0.1 gr di $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ in un litro d'acqua).

4.3.1.6 DETERMINAZIONE DEI NITRITI

I nitriti sono determinati attraverso la formazione del sale di diazonio per reazione fra nitrito e sulfanilammide (SULF) in ambiente acido (HCl). L'aggiunta successiva di N-(1-naftil) etildiammina (NED) forma un azoto-composto dell'intenso colore rosa ([Bendschneider & Robinson, 1952](#)).

Reagenti:

- 1) Sulfanilammide: 0.5 g del sale viene sciolto in 5 ml di HCl vengono portati a 30 ml con acqua bidistillata e successivamente il tutto viene portato a 50 ml.
- 2) (1-naftil) etil-diammina-dicloroidrato: 0.05 g di sale vengono disciolti in 50 ml di acqua bidistillata.

A 10 ml di campione vengono aggiunti 0,3 ml di soluzione SULF e 0,3 ml di soluzione NED agitando ad ogni aggiunta. La reazione avviene in 10 minuti e la lettura viene effettuata a 543 nm.

La concentrazione di nitriti viene poi calcolata attraverso la seguente equazione:

$$C = (A_{SS_{\text{campione}}} - A_{SS_{\text{bianco}}}) * \text{Fattore}$$

Il fattore viene determinato dalla retta di taratura ottenuta da opportune diluizioni di nitrito di sodio a partire dalla soluzione madre (0.345 gr di NaNO_2 in un litro d'acqua bidistillata).

4.3.1.7 DETERMINAZIONE DEI NITRATI

La determinazione dei nitrati avviene dopo aver fatto passare 60 ml di campione d'acqua (ottenendo due repliche per campione da 10 ml ciascuna) attraverso una colonna riempita con limature di cadmio (frazione 0.5-2.0 mm), ricoperta di rame metallico (Wood et al., 1967), in grado di ridurre il nitrato a nitrito.

La limatura di cadmio viene prima lavato in un imbuto separatore alternativamente con due soluzioni acide (soluzione 2M di acido cloridrico e soluzione 0.3 M di acido nitrico) ed in seguito trattata con una soluzione di solfato di rame pentaidrato 0.08 M ($\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$) fino a completa decolorazione della soluzione. La reazione di ossido-riduzione porta alla riduzione del rame Cu^{2+} a rame metallico che si deposita sulla limatura di cadmio e funge da catalizzatore per la reazione di riduzione del nitrato. La colonna viene quindi omogeneamente riempita in modo compatto travasando il cadmio ramato, evitando la formazione di bolle e di lasciare a secco la limatura. Sul fondo della colonna viene posto un batuffolo di lana di vetro per impedire la perdita di cadmio nella parte più sottile della colonna.

Al fine di evitare la precipitazione dello ione cadmio si opera in presenza di cloruro di ammonio (NH_4Cl). I nitriti formati dalla riduzione del nitrato vengono determinati come diazocomposto con la medesima metodologia descritta sopra per i nitriti.

Infine si fanno passare soluzioni concentrate di nitrato (50 μM) fino al raggiungimento di un'efficienza maggiore del 95% e un fattore variabile tra 20 e 25.

Questa analisi fotometrica consente quindi la determinazione dell'assorbanza sommata di nitriti e nitrati utilizzando i medesimi reagenti e la stessa equazione impiegate per i nitriti. Tale valore, moltiplicato per il fattore della colonna, permette la determinazione della concentrazione di nitrati e nitriti sommati. Sottraendo tale valore con la concentrazione di nitriti permette di ottenere la concentrazione dei soli nitrati.

Il fattore viene calcolato dalla retta di taratura ottenuta da diluizioni a concentrazioni note di nitrato di potassio a partire dalla soluzione madre (0.606 gr di KNO_3 in un litro d'acqua bidistillata).

4.3.1.8 DETERMINAZIONE DEI SILICATI

La determinazione della concentrazione di silicati viene utilizzata come indicatore di eventuali *bloom* di diatomee che li incorporano nei loro scheletri esterni (Treguer & Jacques, 1992). La metodologia prevede la formazione di un poliacidosilicomolibdico, successivamente ridotto a blu di molibdeno (Armstrong, 1951).

Lo ione molibdato in ambiente acquoso dà luogo alla formazione di numerosi poliacidi polisomerici. Il pH è essenziale nel determinare il tipo di polimero molibdico presente in maggiore quantità (Garrett & Walker, 1964) poiché lo ione molibdato in ambiente acquoso dà luogo alla formazione di molti poliacidi polisomerici. Al diminuire del pH infatti le forme più abbondanti seguono la seguente sequenza:



La formazione di questi poliacidi è caratterizzata da altri ioni (come fosfato e arsenico) e al fine di eliminare tali interferenze si procede all'aggiunta di acido ossalico (Strickland & Parsons, 1972).

Reagenti:

- 1) 8 gr di ammonio eptamolibdato ($\text{NH}_4\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$) sciolti in 600 ml di acqua bidistillata. In seguito si aggiungono 24 ml di HCl e si diluisce il tutto portando a 1000 ml con acqua bidistillata;
- 2) 20 gr di metolo (p-metilamminofenolo solfato) + 12 gr di solfito di sodio (Na_2SO_3) in un litro di acqua bidistillata;
- 3) 50 gr di acido ossalico in 500 ml di acqua bidistillata;
- 4) Soluzione al 50% di acido solforico (H_2SO_4);
- 5) Acqua bidistillata.

A 5 ml di campione si aggiungono prima 2 ml della soluzione di ammonio eptamolibdato e, in seguito, 3 ml del reagente misto costituito dagli altri quattro reagenti in quantità rispettivamente 100:60:60:80 (in ml).

La lettura allo spettrofotometro viene eseguita alla lunghezza d'onda di 820 nm.

La concentrazione viene determinata attraverso la seguente equazione:

$$C = (A_{SS_{\text{campione}}} - A_{SS_{\text{bianco}}}) * \text{Fattore}$$

Il fattore viene calcolato dalla retta di taratura ottenuta da diluizioni a concentrazioni note di silicati (SiO_4) a partire

dalla soluzione madre (0.960 gr di SiO₄ in un litro di acqua bidistillata).

4.3.2 ANALISI PARAMETRI AMBIENTALI NEL SEDIMENTO

4.3.2.1 DETERMINAZIONE DELLA GRANULOMETRIA DEL SEDIMENTO

La granulometria dei sedimenti determina le specie di fanerogama più adatte alla colonizzazione delle diverse aree (Sfriso, 2010) e fornisce informazioni utili su possibili fenomeni di drenaggio o ritenzione dei nutrienti. In particolare, all'aumentare della frazione sabbiosa (più grossolana), aumenta la percolazione dell'acqua e una conseguente minore concentrazione di nutrienti (Murray et al., 2006).



Figura 45: Esempio di setaccio
(http://www.astorioscar.com/cms/index.php?option=com_content&view=article&id=1216%3Asetacci-certificati-e-impilabili-da-laboratorio&catid=14%3Aanalisi-di-alimenti-e-mangimi-strumentazione&Itemid=2&lang=it)

La granulometria si ottiene dopo setacciatura ad umido utilizzando setacci Endocotts (Fig. 45). Inizialmente vengono pesati per ciascuna stazione circa 50 gr di sedimento. Successivamente si procede alla determinazione della frazione fine (<63 µm) tramite setacciatura del campione su filtro con maglia a 63 µm sotto acqua corrente (Sfriso et al., 2005). Viene così persa

solamente la frazione limosa-fangosa (pelite=clay+silt) che viene quindi determinata per differenza con la seconda pesata eseguita dopo l'asciugatura completa del campione in stufa.

La frazione sabbiosa e quella più grossolana (conchilifera) viene determinata dopo una seconda filtrazione a secco su filtro con maglia >1 mm. Una volta pesate, per differenza, si ottiene la frazione sabbiosa.

I dati delle tre pesate vengono poi riportati in frazione percentuale tra il peso totale del campione analizzato e la frazione considerata.

La suddivisione delle classi granulometriche in accordo con Shepard (1954) è riportata in Tab. 1:

Tabella 1: Schema delle classi granulometriche secondo Shepard (1954)

Ghiaia	> 2 mm
Sabbia	Tra 2 mm e 0.063 mm
Pelite	< 0.063 mm

4.3.2.2 DETERMINAZIONE DEL FOSFORO NEL SEDIMENTO

Il fosforo è presente nelle rocce sedimentarie principalmente come acido fosforico e in composti salini legato al calcio (Ca), al ferro (Fe) e all'alluminio (Al) (Spivakov et al., 1999). La procedura analitica per la determinazione del fosforo nel sedimento prevede l'idrolizzazione ad ortofosfato e la determinazione, con le stesse metodiche usate nelle acque, del fosforo totale e del fosforo inorganico attraverso l'utilizzo di due differenti metodologie (Spivakov et al., 1999; Murphy and Riley, 1962). Il fosforo organico viene in seguito determinato per differenza dei due.

Il fosforo totale si determina dopo combustione in muffola a 550°C per almeno 2 ore di 0.3-0.4 gr di campione (Aspila et al., 1976). Il fosforo inorganico così si trasforma in totale. Il residuo ottenuto viene sospeso in 50 ml di HCl 1N e posto in bagno ad ultrasuoni per circa mezz'ora per l'estrazione del fosforo. Il campione viene fatto riposare una notte e si procede con il prelievo di 0.5 ml del sovrastante con una siringa

graduata. I 0.5 ml vengono poi inseriti in matracci tarati da 10 mL ed il tutto viene portato a volume con acqua bidistillata. In questo modo si ottiene una diluizione di un litro e il valore di concentrazione espresso già in μM . A questo punto si procede alla determinazione per via spettrofotometrica (885 nm) del fosforo dopo l'aggiunta degli stessi reagenti utilizzati per le acque. Per il calcolo della concentrazione si utilizza la seguente equazione:

$$\text{Concentrazione } (\mu\text{M}) = \frac{(\text{Ass}_{\text{campione}} - \text{Ass}_{\text{bianco}}) \times \text{Fattore}}{\text{Peso campioni in grammi}}$$

Il fattore utilizzato è lo stesso usato per le acque.

Il fosforo inorganico si determina per sola sonicazione di altri 0.3-0.4 gr di campione per circa mezz'ora in 50 ml di HCl 1N (Aspila et al., 1976). I passaggi successivi sono i medesimi usati per il fosforo totale.

Ogni analisi viene eseguita almeno in doppio in giorni diversi cercando di ottenere un valore di deviazione standard inferiore al 5%.

Il valore così ottenuto sarà inferiore a quello del fosforo totale e la differenza dei due rappresenta la frazione organica.

La forma inorganica risulta essere predominante in ambienti oligotrofici, mentre in ambienti iper-distrofici, abbondanti di sostanza organica in decomposizione, la forma organica può essere più abbondante.

4.4 STUDIO SULLA PRODUZIONE PRIMARIA

4.4.1 ATTIVITA' IN CAMPO

Lo studio preliminare sulla produzione primaria delle fanerogame in laguna di Venezia è stato eseguito in due campionamenti (6 luglio e 3 agosto 2017) in prossimità della laguna settentrionale in un canale in località Cavallino-Treporti (Fig. 46) dove sono state individuate dense praterie naturali stabili. Le specie oggetto dello studio sono state *Zostera marina* e *Zostera noltei*: la prima nel corso della prima uscita (luglio), mentre entrambe ad agosto.

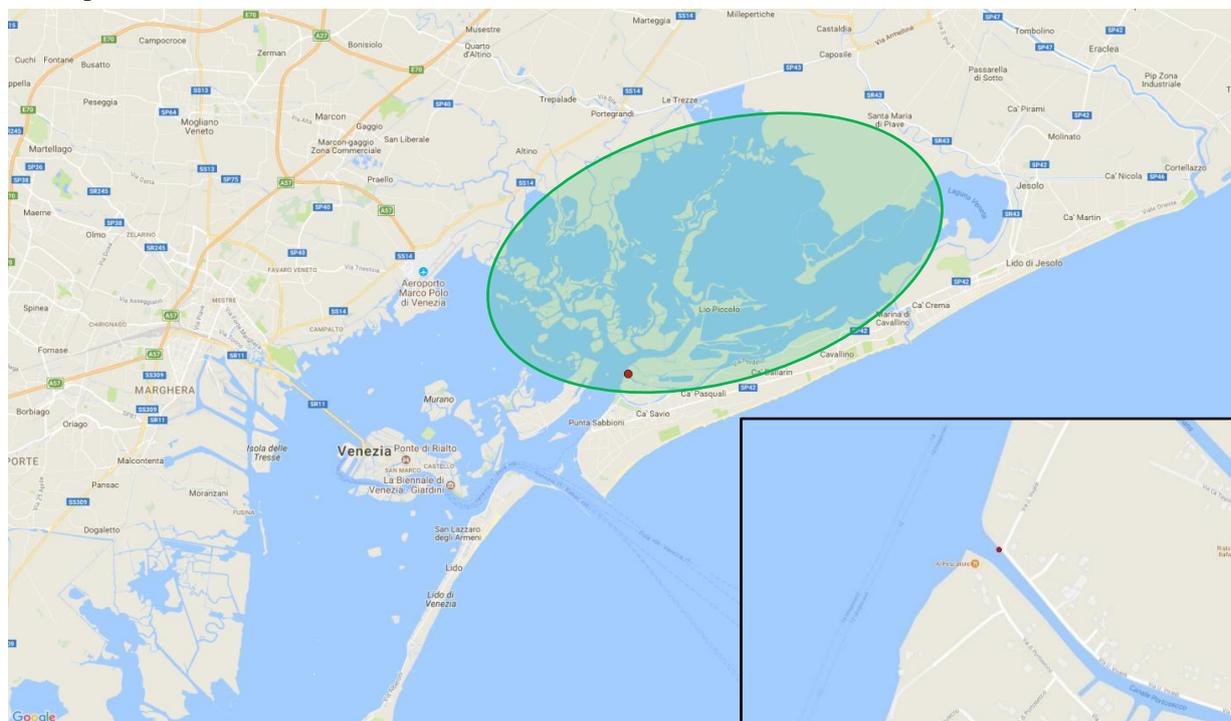


Figura 46: Stazione (con ingrandimento) in cui si è eseguita l'attività sulla produzione primaria nei mesi di luglio e agosto 2017 (cerchiata in verde è indicata l'area del progetto LIFE SeResto).

La produzione primaria netta della comunità (PPN) è stata calcolata attraverso misurazioni delle variazioni di ossigeno all'interno di camere bentiche (Fig. 47) (area 0.0314 m²) utilizzando il metodo Winkler (1888).



Figura 47: Esempio di camera bentica utilizzata nella misurazione della PPN.

Le camere sono state realizzate seguendo le linee guida di Barron et al. (2006): ogni camera è costituita da una struttura metallica rigida di forma cilindrica (20 cm di diametro interno, 25 cm di altezza) con aperture ai due estremi. Prima della posa in campo è stata posta all'interno di ciascuna camera una borsa in plastica trasparente con una valvola per il prelievo dei campioni d'acqua da analizzare (Fig. 47). La flessibilità della borsa

permette la propagazione delle turbolenze esterne all'interno, simulando così la condizione naturale della stazione (Barron & Duarte, 2009).

Nel mese di luglio è stato quindi utilizzato un set di 3 camere con sacchetto trasparente in una prateria di *Zostera marina*, mentre ad agosto sono state usate 6 camere (3 per *Zostera marina* e 3 per *Zostera noltei*) per 2.5 ore in entrambi i casi.

Le camere sono state inserite nel sedimento ad una profondità di circa 10 cm in condizioni di totale sommersione al fine di evitare il loro spostamento e la formazione di bolle d'aria (Olivé et al., 2016). Per ciascuna zolla è stato prelevato immediatamente un campione d'acqua per mezzo di una siringa in plastica da 50 ml attraverso l'apertura predisposta nel sacchetto e posto all'interno di una bottiglia di vetro scura con tappo a becco senza gorgogliamento e impedendo la formazione di bolle al suo interno (Winkler, 1888). Immediatamente dopo il prelievo sono stati aggiunti in rapporto 1:1 ml per 100 ml una soluzione di cloruro di manganese e una soluzione alcalina di idrossido di sodio + ioduro di potassio attraverso l'utilizzo di una siringa (Winkler, 1888). L'idrato di manganese formatosi come precipitato

bianco viene disperso mediante scuotimento della bottiglia in tutto il campione. L'ossigeno ossida rapidamente una quantità equivalente di idrato di manganese (Mn^{2+}) ad ossidrato (Mn^{4+}). I campioni sono stati quindi chiusi col tappo a becco, tenuti al buio e a bassa temperatura fino alle determinazioni in laboratorio (entro 24 ore) al fine di minimizzare la respirazione fitoplanctonica e la diminuzione di solubilità dell'ossigeno dovuta al riscaldamento dell'acqua a temperatura ambiente (Olivé et al., 2016). Un secondo campione è stato prelevato dopo 2.5 ore. L'operazione è stata poi ripetuta per ciascuna zolla.

Ad agosto sono stati poi prelevati in ogni zolla 200 ml di campione dopo 1 ora e al termine delle 2 ore e mezza al fine di determinare l'assorbimento di nutrienti da parte delle fanerogame.

In seguito, all'interno di ciascuna camera, sono stati inseriti 5 ml di una soluzione 0.25 M di idrogeno fosfato di potassio (K_2HPO_4). Dopo aver aspettato 5 minuti al fine di permettere l'omogeneizzazione della soluzione, sono stati prelevati per mezzo di una siringa 50 ml per la determinazione delle concentrazioni di fosforo reattivo e il conseguente calcolo del volume presente all'interno di ciascuna camera (Barron et al., 2006).

Infine sono state prelevate le zolle al fine di determinare la biomassa umida di ciascuna dopo averle opportunamente lavate al fine di rimuovere il sedimento, le epifite e i residui di sale.

Reagenti utilizzati:

- 1) 21.5 gr di manganese cloruro ($MnCl_2$) in 50 ml di acqua bidistillata;

2) 25 gr di idrossido di sodio (NaOH) + 5 gr di diioduro di potassio (KI) in 50 ml di acqua bidistillata.

4.4.2 ATTIVITA' DI LABORATORIO

In laboratorio, come descritto da Winkler (1888), dopo la fissazione dei campioni in campo, si è proceduto alla loro acidificazione utilizzando 1 ml della soluzione di acido solforico. Il manganese, in presenza di ioduro ossidato, quindi reagisce e si riduce nuovamente a manganese (II) con la formazione di iodio in quantità equivalente a quella dell'ossigeno contenuto nell'acqua. Si procede quindi con la titolazione dello iodio con tiosolfato standard usando salda d'amido come indicatore e si risale alla concentrazione di ossigeno.

Le concentrazioni di ossigeno sono state calcolate utilizzando la seguente equazione:

$$\text{mg/L O}_2 = \frac{0.02 (N_{\text{tio}}) * \text{ml}_{\text{tio}} * 8 (\text{meq O}_2) * 1000}{V_{\text{campione}} - V_{\text{reagenti}}} * F$$

dove V_{campione} è il volume di campione effettivamente titolato; V_{reagenti} è il volume di reagenti usati prima della titolazione (3 ml); e F il fattore calcolato dalla titolazione con tiosolfato di una soluzione standard. Le concentrazioni sono state poi convertite in mM utilizzando la massa molare dell'ossigeno (PM=32).

La soluzione standard da titolare è costituita da:

2 ml di $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ + 1.2 ml di KI + 50 ml di acqua bidistillata + 1 ml di acido solforico.

Si pone il tutto in una beuta, si lascia riposare per 10 minuti e si procede alla titolazione e al calcolo del fattore:

$$F = \frac{10}{\text{ml di tiosolfato}}$$

Reagenti utilizzati:

- 1) 48 ml di acido solforico (H_2SO_4) portato a 100 ml con acqua bidistillata;
- 2) 1 gr di amido in 100 ml di acqua bidistillata bollente;
- 3) 2.48 gr di tiosolfato ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) in 50 ml di acqua bidistillata (soluzione 0.02 N);
- 4) 0.2452 gr di bicromato di potassio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$) in 50 ml di acqua bidistillata (soluzione 0.1 N, cinque volte quella del tiosolfato);
- 5) 5 gr di ioduro di potassio (KI) in 50 ml di acqua bidistillata.

4.4.3 ELABORAZIONE DATI PRODUZIONE PRIMARIA

A partire dalle concentrazioni di fosforo reattivo è stato calcolato il volume (in ml) contenuto in ciascuna camera bentica utilizzando la seguente equazione (Barron et al., 2006):

$$\text{Volume (ml)} = \frac{\text{Volume iniettato (ml)} * \text{Concentrazione iniettata (M)}}{\text{Concentrazione fosforo (M)} * \text{Fattore di diluizione}}$$

dove Volume iniettato, Concentrazione iniettata e Fattore di diluizione sono rispettivamente 5 ml, 0.25 M e 10. Mentre

Concentrazione di fosforo è la concentrazione di fosforo reattivo calcolata dalle assorbanze dei campioni convertite in moli/L.

La Produzione Primaria Netta (PPN) della comunità è stata calcolata dalla seguente equazione (Olivé et al., 2016):

$$PPN = \frac{([O_2]_{finale} - [O_2]_{iniziale}) * V}{(A * T * Biomassa \text{ (gr)})}$$

dove le $[O_2]$ rappresentano le concentrazioni di ossigeno (in mM) all'inizio e alla fine nelle camere bentiche; V il volume (in L) calcolato con la formula sopra; A l'area (in m²) di ciascuna camera bentica; T il tempo (in ore) trascorso; e Biomassa la biomassa in grammi di peso umido di ciascuna zolla.

I risultati ottenuti sono riportati in [Appendice 2](#).

5. RISULTATI

5.1 RISULTATI PARAMETRI AMBIENTALI

I risultati ottenuti dalle analisi dei parametri ambientali sono riportati in [Appendice 3](#).

5.1.1 ANDAMENTI TRIMETRALI 8 STAZIONI

In Fig. [48](#), [49](#), [50](#), [51](#), [52](#), [53](#), [54](#) e [55](#) sono riportati gli andamenti ottenuti dalle analisi dei parametri ambientali, con cadenza trimestrale, da aprile 2014 a giugno 2017 in 8 stazioni (1, 5, 8, 10, 12, 15, 16 e 17).

Stazione 1
Palude della Rosa

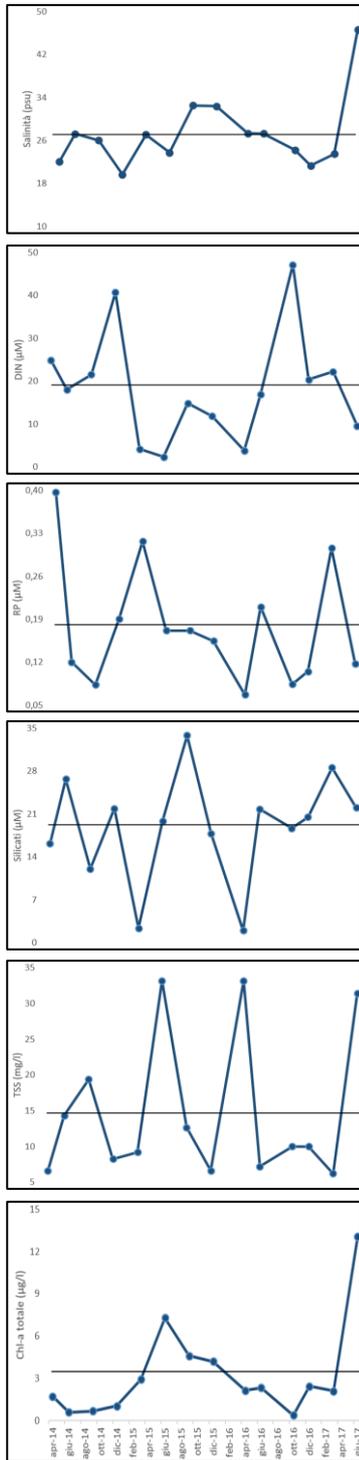


Figura 48: Andamenti di salinità, DIN, RP, Silicati, TSS e clorofilla-a totale della stazione 1.

Stazione 5
Valle Ca' da Riva

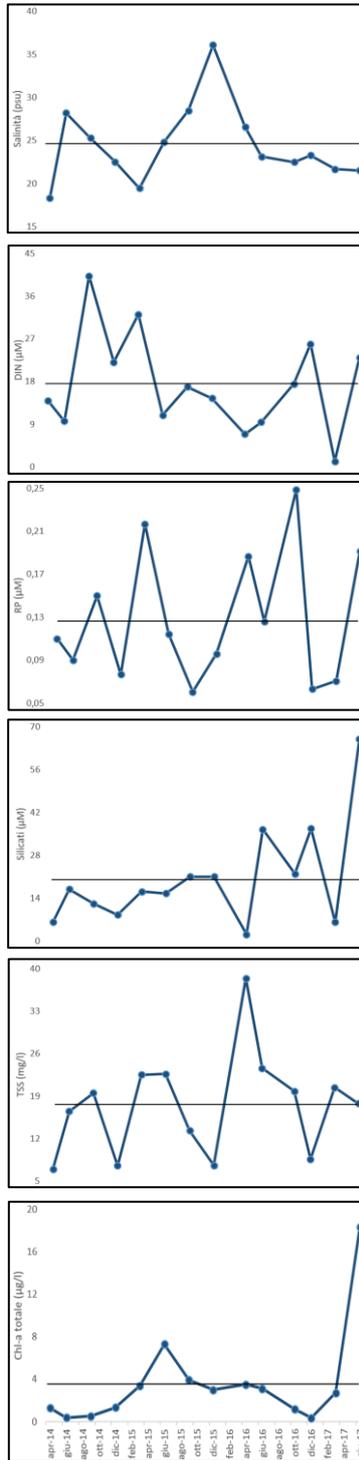


Figura 49: Andamenti di salinità, DIN, RP, Silicati, TSS e clorofilla-a totale della stazione 5.

Stazione 8
Valle Lanzoni Nord

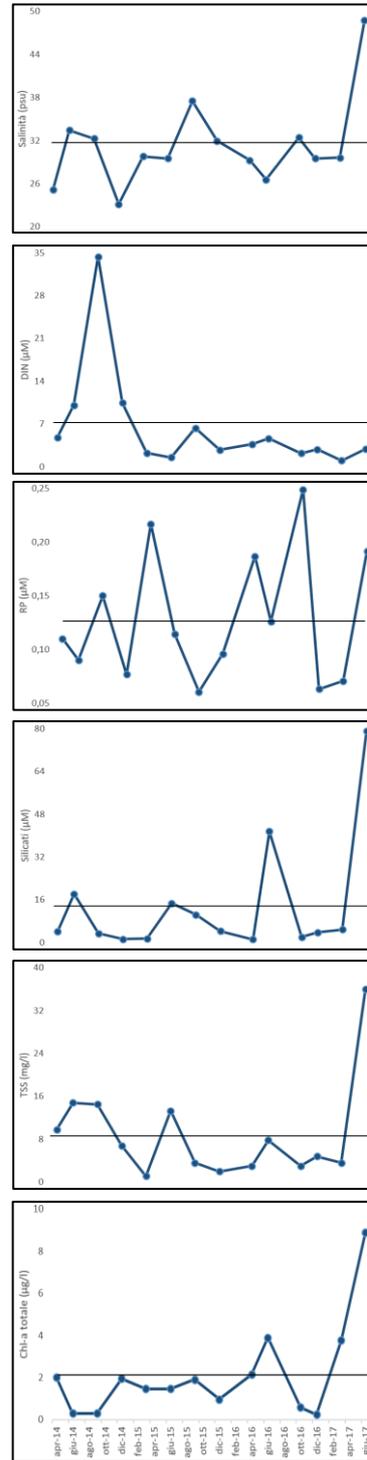


Figura 50: Andamenti di salinità, DIN, RP, Silicati, TSS e clorofilla-a totale della stazione 8.

Stazione 10
Vecchia Staz. Ca' Zane

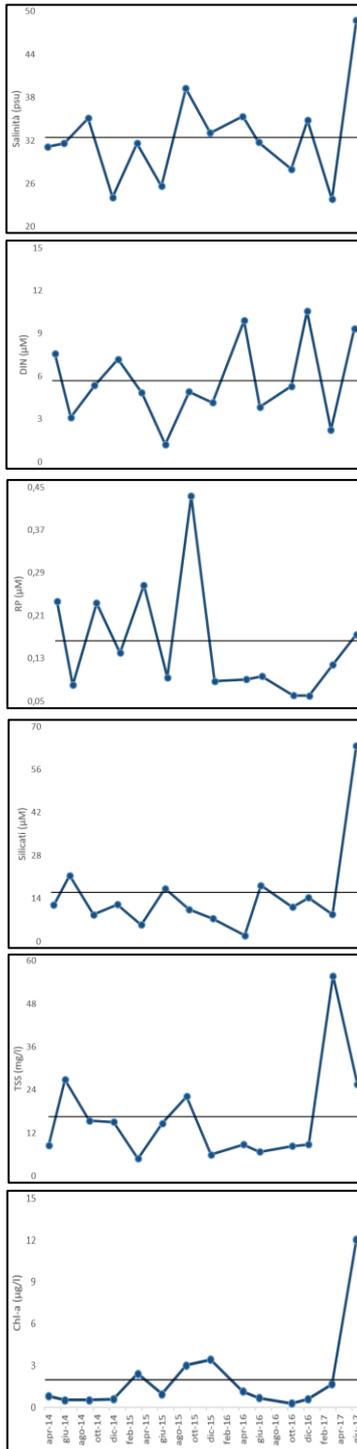


Figura 51: Andamenti di salinità, DIN, RP, Silicati, TSS e clorofilla a totale della stazione 10.

Stazione 12
Canale San Lorenzo Sud

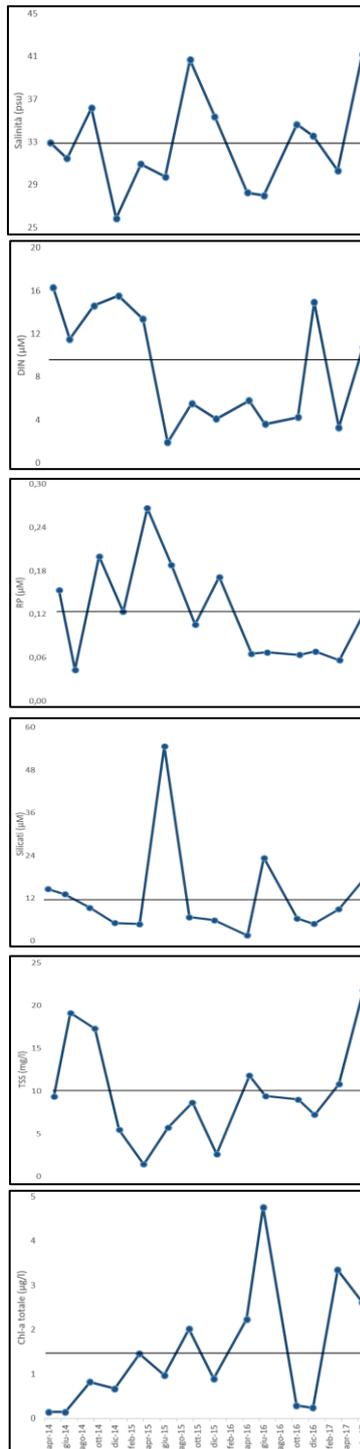


Figura 52: Andamenti di salinità, DIN, RP, Silicati, TSS e clorofilla a totale della stazione 12.

Stazione 15
Lio Piccolo

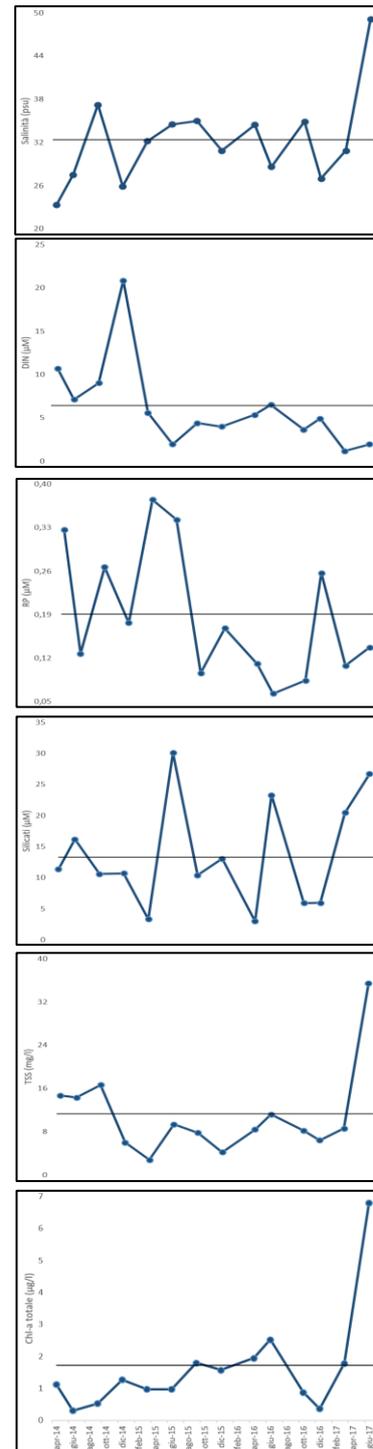


Figura 53: Andamenti di salinità, DIN, RP, Silicati, TSS e clorofilla a totale della stazione 15.

Stazione 16
Canale del Colpo

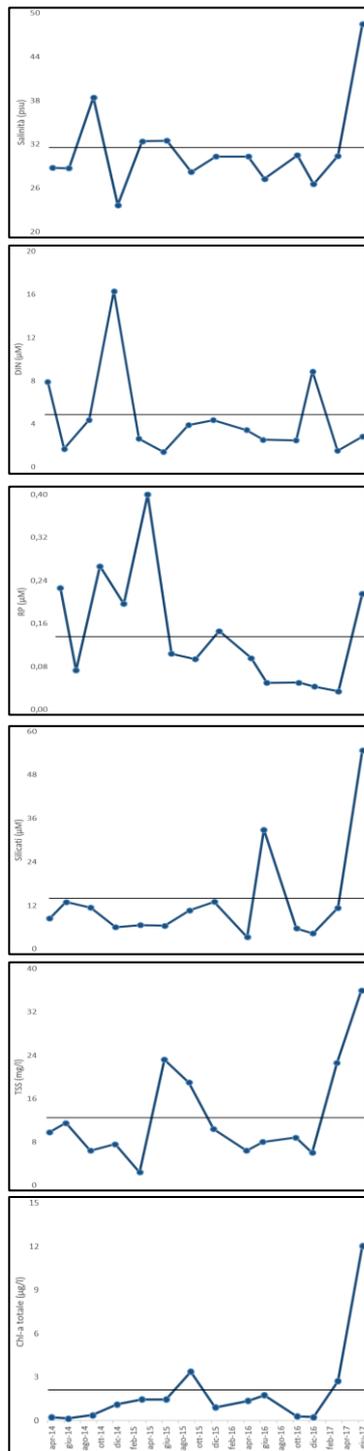


Figura 54: Andamenti di salinità, DIN, RP, Silicati, TSS e clorofilla a totale della stazione 16.

Stazione 17
Palude Maggiore

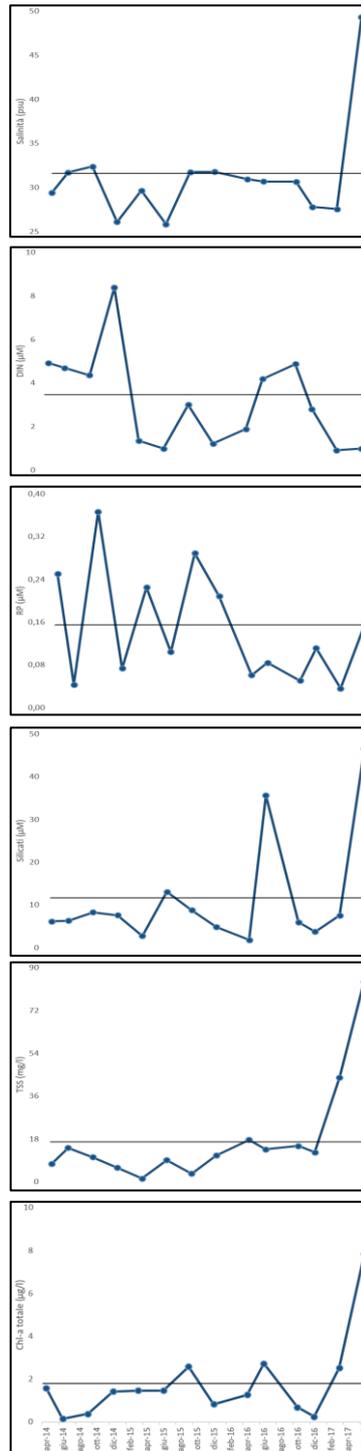


Figura 55: Andamenti di salinità, DIN, RP, Silicati, TSS e clorofilla a totale della stazione 17.

Analizzando gli andamenti e i risultati delle varie stazioni si può osservare come:

- La **stazione 1** mostra tendenze crescenti di salinità, concentrazione di silicati, di particolato sospeso e di clorofilla-a totale e tendenze decrescenti di concentrazione di fosforo reattivo. Infine la concentrazione di DIN presenta due picchi durante dicembre 2015 (40.7 μM) e ottobre 2016 (47.1 μM).

La salinità varia tra 19.7 psu di dicembre 2014 e 46.7 psu di giugno 2017 con un valore medio di 27.2 psu.

Il DIN varia da un minimo di 2.37 μM nel mese di giugno 2015 e di 47.1 μM ad ottobre 2016, con un valore medio di 18.5 μM .

Il fosforo reattivo, invece, varia tra 0.07 μM di aprile 2016 e 0.40 μM di aprile 2014, con un valore medio di 0.18 μM .

La concentrazione di silicati varia tra 1.99 μM di aprile 2016 e il 33.8 di settembre 2015 (un valore elevato lo si ritrova anche a marzo 2017: 28.6 μM), con un valore medio di 18.9 μM .

La quantità di particolato sospeso varia tra 6.20 mg/L e 33.2 mg/L di giugno 2015 e aprile 2016 (altro valore elevato lo si è riscontrato a giugno 2017: 31.4 mg/L), con un valore medio di 14.9 mg/L.

Infine la concentrazione di clorofilla-a totale varia tra 0.39 $\mu\text{g/L}$ di ottobre 2016 e 13.1 $\mu\text{g/L}$ di giugno 2017, con un valore medio di 3.25 $\mu\text{g/L}$.

- La **stazione 5** mostra tendenze crescenti di concentrazione di silicati, di clorofilla-a totale e di particolato sospeso e tendenze decrescenti di DIN e fosforo reattivo. La salinità, invece, presenta picchi nei mesi di aprile 2014

(18.3 psu), marzo 2015 (19.5 psu) e dicembre 2015 (36.1 psu).

La salinità inoltre varia tra 18.3 psu di aprile 2014 e 36.1 psu di dicembre 2015 con un valore medio di 24.4 psu.

Il DIN varia da un minimo di 1.17 μM nel mese di marzo 2017 e un massimo 40.3 μM a settembre 2014 (altro valore elevato lo si è riscontrato a giugno 2017: 23.0 μM), con un valore medio di 17.5 μM .

Il fosforo reattivo, invece, varia tra 0.06 μM di marzo 2017 e 0.50 μM di settembre 2014, con un valore medio di 0.18 μM .

La concentrazione di silicati varia tra i 2.26 μM di aprile 2016 e il 66.0 μM giugno 2017, con un valore medio di 20.6 μM .

La quantità di particolato sospeso varia tra 7.00 mg/L di aprile 2014 e 38.4 mg/L di aprile 2016, con un valore medio di 17.5 mg/L.

Infine la concentrazione di clorofilla-a totale varia tra 0.36 $\mu\text{g/L}$ di dicembre 2016 e 18.3 $\mu\text{g/L}$ di giugno 2017, con un valore medio di 3.59 $\mu\text{g/L}$.

- La **stazione 8** mostra tendenze crescenti di salinità, concentrazione di fosforo reattivo, di silicati, di clorofilla-a totale e di particolato sospeso, mentre tendenze decrescenti di DIN.

La salinità varia tra 23.2 psu di dicembre 2014 e 48.7 psu di giugno 2017 con un valore medio di 31.4 psu.

Il DIN varia da un minimo di 1.02 μM nel mese di marzo 2017 e un massimo 34.4 μM a settembre 2014, con un valore medio di 6.41 μM .

Il fosforo reattivo, invece, varia tra 0.06 μM di settembre 2015 e dicembre 2016 e 0.25 μM di ottobre 2016, con un valore medio di 0.13 μM .

La concentrazione di silicati varia tra 1.14 μM di aprile 2016 (un ulteriore basso valore lo si è riscontrato nel mese dicembre 2014: 1.31 μM) e il 79.0 μM giugno 2017 (altro valore elevato è stato misurato a giugno 2016: 41.5 μM), con un valore medio di 13.6 μM .

La quantità di particolato sospeso varia tra 1.10 mg/L di marzo 2015 e 36.0 mg/L di giugno 2017 (altri valori elevati sono stati riscontrati nei mesi di giugno e settembre 2014 e giugno 2015: rispettivamente, 14.8 mg/L, 14.5 mg/L e 13.3 mg/L), con un valore medio di 8.86 mg/L.

Infine la concentrazione di clorofilla-a totale varia tra 0.24 $\mu\text{g/L}$ di dicembre 2016 (ulteriori bassi valori sono stati registrati a giugno e settembre 2014: 0.30 $\mu\text{g/L}$) e 8.90 $\mu\text{g/L}$ di giugno 2017, con un valore medio di 2.13 $\mu\text{g/L}$.

- La **stazione 10** mostra tendenze crescenti di salinità, concentrazione di DIN, di silicati, di clorofilla-a totale e di particolato sospeso e tendenze decrescenti di concentrazione di fosforo reattivo.

La salinità varia tra 23.8 psu di marzo 2017 (ulteriori bassi valori sono stati registrati nel mese di dicembre 2014: 24.1 psu) e 48.74 psu di giugno 2017 (ulteriore elevato valore è stato misurato nel mese di settembre 2016: 39.3 psu), con un valore medio di 34.4 psu.

Il DIN varia da un minimo di 1.21 μM nel mese di giugno 2015 e un massimo 10.6 μM a dicembre 2016 (altri elevati valori sono stati misurati nei mesi di aprile 2016 e giugno 2017:

rispettivamente 9.89 e 9.33 μM), con un valore medio di 5.68 μM .

Il fosforo reattivo, invece, varia tra 0.06 μM di ottobre e dicembre 2016 e 0.43 μM di settembre 2015, con un valore medio di 0.16 μM .

La concentrazione di silicati varia tra l'1.92 μM di aprile 2016 e il 63.8 μM giugno 2017 (altro valore elevato è stato misurato a giugno 2014: 21.5 μM), con un valore medio di 15.2 μM .

La quantità di particolato sospeso varia tra 4.90 mg/L di marzo 2015 e 55.8 mg/L di marzo 2017, con un valore medio di 16.3 mg/L.

Infine la concentrazione di clorofilla-a totale varia tra 0.29 $\mu\text{g/L}$ di ottobre 2016 e 12.0 $\mu\text{g/L}$ di giugno 2017, con un valore medio di 2.06 $\mu\text{g/L}$.

- La **stazione 12** mostra tendenze crescenti di salinità, di clorofilla-a totale e di particolato sospeso, mentre tendenze decrescenti di concentrazione di fosforo reattivo, di DIN e di silicati.

La salinità varia tra 25.9 psu di dicembre 2014 e 41.2 psu di giugno 2017 (ulteriore elevato valore è stato misurato nel mese di dicembre 2015: 40.7 psu), con un valore medio di 32.8 psu.

Il DIN varia da un minimo di 1.91 μM nel mese di giugno 2015 e un massimo 16.3 μM a aprile 2014 (altri elevati valori sono stati misurati nei mesi di settembre e dicembre 2014 e dicembre 2016: rispettivamente 14.6, 15.6 e 14.9 μM), con un valore medio di 8.96 μM .

Il fosforo reattivo, invece, varia tra 0.04 μM di giugno 2014 e 0.27 μM di marzo 2015, con un valore medio di 0.12 μM .

La concentrazione di silicati varia tra 1.55 μM di aprile 2016 e il 54.6 μM giugno 2015 (altro valore elevato è stato misurato a giugno 2016: 23.3 μM), con un valore medio di 12.6 μM .

La quantità di particolato sospeso varia tra 1.40 mg/L di marzo 2015 (ulteriore basso valore è stato registrato a dicembre 2015: 2.60 mg/L) e 21.8 mg/L di giugno 2017 (altro valore elevato è stato misurato a giugno 2014: 19.2 mg/L), con un valore medio di 9.97 mg/L.

Infine la concentrazione di clorofilla-a totale varia tra 0.15 $\mu\text{g/L}$ di aprile e giugno 2014 e 4.76 $\mu\text{g/L}$ di giugno 2016 (ulteriore valore elevato è stato registrato a marzo 2017: 3.35 $\mu\text{g/L}$), con un valore medio di 1.47 $\mu\text{g/L}$.

- La **stazione 15** mostra tendenze crescenti di salinità, di concentrazione di silicati, di clorofilla-a totale e di particolato sospeso e tendenze decrescenti di concentrazione di fosforo reattivo e di DIN.

La salinità varia tra 23.3 psu di aprile 2014 e 49.1 psu di giugno 2017, con un valore medio di 32.2 psu.

Il DIN varia da un minimo di 1.17 μM nel mese di marzo 2017 (ulteriori bassi valori sono stati riscontrati nei mesi di giugno 2015 e 2017: rispettivamente 1.95 e 1.96 μM) e un massimo 20.9 μM a dicembre 2014 (altro elevato valore è stato misurato nel mese di aprile 2014: 10.7 μM), con un valore medio di 6.22 μM .

Il fosforo reattivo, invece, varia tra 0.06 μM di giugno 2016 e 0.38 μM di marzo 2015 (ulteriore dato elevato è stato

riscontrato ad aprile 2014: 0.33 μM), con un valore medio di 0.19 μM .

La concentrazione di silicati varia tra i 3.00 μM di aprile 2016 (altro basso valore è stato determinato a marzo 2015: 3.33 μM) e il 26.7 μM di giugno 2017 (altro valore elevato è stato misurato a giugno 2016: 23.3 μM), con un valore medio di 13.6 μM .

La quantità di particolato sospeso varia tra 2.80 mg/L di marzo 2015 e 35.4 mg/L di giugno 2017, con un valore medio di 11.0 mg/L.

Infine la concentrazione di clorofilla-a totale varia tra 0.30 $\mu\text{g/L}$ di giugno 2014 (altro basso valore è stato misurato a dicembre 2016: 0.36 $\mu\text{g/L}$) e 6.80 $\mu\text{g/L}$ di giugno 2017, con un valore medio di 1.63 $\mu\text{g/L}$.

- La **stazione 16** mostra tendenze crescenti di concentrazione di silicati, di clorofilla-a totale e di particolato sospeso, mentre tendenze decrescenti di concentrazione di fosforo reattivo, di DIN e di salinità.

La salinità varia tra 23.6 psu di dicembre 2014 e 48.5 psu di giugno 2017, con un valore medio di 31.2 psu.

Il DIN varia da un minimo di 1.40 μM nel mese di giugno 2015 (ulteriori bassi valori sono stati riscontrati nei mesi di giugno 2014 e marzo 2017: rispettivamente 1.69 e 1.52 μM) e un massimo 16.3 μM a dicembre 2014, con un valore medio di 4.59 μM .

Il fosforo reattivo, invece, varia tra i 0.03 μM di marzo 2017 (altro basso valore è stato misurato a dicembre 2016: 0.04 μM) e 0.23 μM di aprile 2014 (ulteriore dato elevato è stato riscontrato a giugno 2017: 0.22 μM), con un valore medio di 0.19 μM .

La concentrazione di silicati varia tra i 3.27 μM di aprile 2016 (altro basso valore è stato determinato a dicembre 2016: 4.29 μM) e il 54.8 μM di giugno 2017 (altro valore elevato è stato misurato a giugno 2016: 32.9 μM), con un valore medio di 13.4 μM .

La quantità di particolato sospeso varia tra 2.40 mg/L di marzo 2015 e 36.0 mg/L di giugno 2017 (altri elevati valori sono stati registrati a giugno 2015 e marzo 2017: rispettivamente 23.2 e 22.6 mg/L), con un valore medio di 12.7 mg/L.

Infine la concentrazione di clorofilla-a totale varia tra 0.22 $\mu\text{g/L}$ di aprile 2014 (altro basso valore è stato misurato a dicembre 2016: 0.24 $\mu\text{g/L}$) e 12.0 $\mu\text{g/L}$ di giugno 2017, con un valore medio di 1.96 $\mu\text{g/L}$.

- La **stazione 17** mostra tendenze crescenti di concentrazione di silicati, di clorofilla-a totale e di particolato sospeso e salinità e tendenze decrescenti di concentrazione di fosforo reattivo e di DIN.

La salinità varia tra 26.1 psu di dicembre 2014 e 49.3 psu di giugno 2017, con un valore medio di 31.1 psu.

Il DIN varia da un minimo di 0.91 μM nel mese di marzo 2017 (ulteriori bassi valori sono stati riscontrati nei mesi di giugno 2015 e 2017: rispettivamente 0.98 e 0.99 μM) e un massimo 8.39 μM a dicembre 2014, con un valore medio di 3.18 μM .

Il fosforo reattivo, invece, varia tra lo 0.04 μM di marzo 2017 (altro basso valore è stato misurato a aprile 2016: 0.06 μM) e 0.67 μM di settembre 2014 (ulteriore dato elevato è stato riscontrato a settembre 2015: 0.29 μM), con un valore medio di 0.15 μM .

La concentrazione di silicati varia tra i 1.82 μM di aprile 2016 (altro basso valore è stato determinato a marzo 2015: 2.78 μM) e il 46.6 μM di giugno 2017 (altro valore elevato è stato misurato a giugno 2016: 35.6 μM), con un valore medio di 11.4 μM .

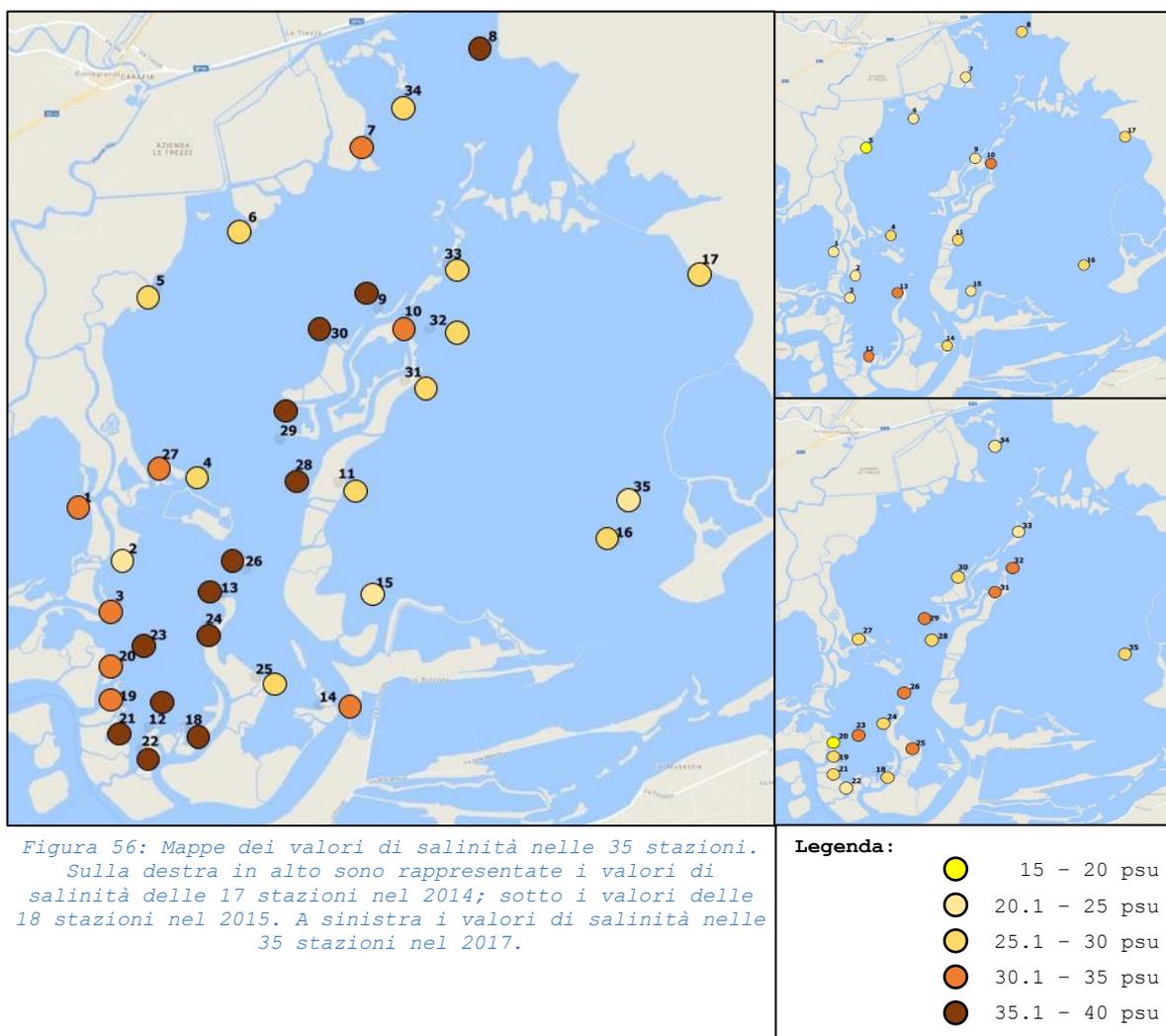
La quantità di particolato sospeso varia tra 1.40 mg/L di marzo 2015 e 84.0 mg/L di giugno 2017 (altro elevato valore è stato registrato a marzo 2017: 43.8 mg/L), con un valore medio di 17.8 mg/L.

Infine la concentrazione di clorofilla-a totale varia tra 0.24 $\mu\text{g/L}$ di dicembre 2016 (altro basso valore è stato misurato a settembre 2014: 0.37 $\mu\text{g/L}$) e 7.85 $\mu\text{g/L}$ di giugno 2017, con un valore medio di 1.79 $\mu\text{g/L}$.

5.1.2 MAPPE PARAMETRI AMBIENTALI

Le Fig. 56, 57, 58, 59, 60, 61, 62 e 63 mostrano le variazioni dei parametri ambientali nelle 35 stazioni tra gli anni 2014-2017 per le prime 17 e tra gli anni 2015-2017 per le altre 18.

5.1.2.1 MAPPE SALINITA'



Dalle mappe si può notare come nell'anno 2014 i valori di salinità maggiori si siano registrati nelle stazioni 10 (31.2 psu), 12 (31.7 psu) e 12 (31.7 psu) e i valori minori nelle stazioni 3 (21.4 psu), 5 (18.3 psu) e 9 (21.5 psu). Nel 2015, invece, i valori maggiori si sono riscontrati nelle stazioni 23 (32.5 psu),

25 (34.5 psu), 29 (33.3 psu), 31 (32.1 psu) e 32 (33.0 psu), mentre i valori più bassi nelle stazioni 20 (19.0 psu) e 34 (21.5 psu). Infine, nel 2017, le stazioni a maggiore salinità sono state la 8 (38.5 psu), la 28 (37.5 psu), la 29 (37.1 psu) e la 30 (37.6 psu). Le stazioni con minore salinità sono invece state la 2 (23.2 psu), la 15 (22.6 psu), la 16 (25.7 psu) e la 17 (25.2 psu).

5.1.2.2 MAPPE AZOTO INORGANICO DISCIOLTO (DIN)

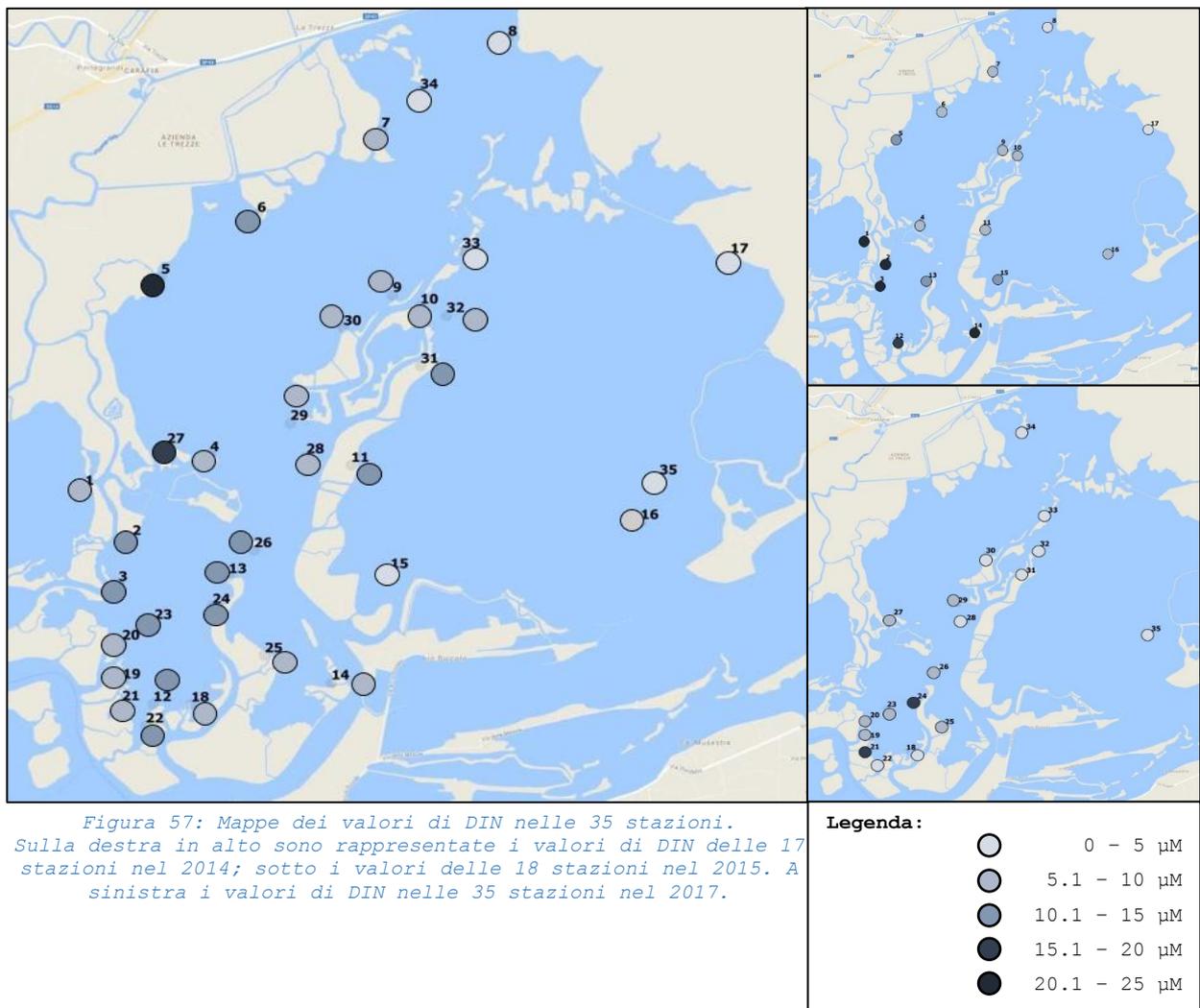


Figura 57: Mappe dei valori di DIN nelle 35 stazioni. Sulla destra in alto sono rappresentate i valori di DIN delle 17 stazioni nel 2014; sotto i valori delle 18 stazioni nel 2015. A sinistra i valori di DIN nelle 35 stazioni nel 2017.

Nell'anno 2014 le stazioni con le maggiori concentrazioni di DIN sono state la 1 (24.9 µM), la 2 (23.1 µM) e la 3 (20.1 µM), al contrario quelle con la minore concentrazione sono state la 5

(5.32 μM), la 6 (5.62 μM), la 7 (4.79 μM) e la 17 (4.92 μM). Nel 2015, invece, le concentrazioni maggiori si sono registrate nelle stazioni 21 (11.3 μM) e 24 (11.6 μM), viceversa quelle minori nelle stazioni 33 (1.44 μM), 34 (1.94 μM) e 35 (1.28 μM). Infine nel 2017 le stazioni a maggiore concentrazione sono state la 5 (23.0 μM) e la 27 (16.4 μM), mentre quelle a minore concentrazione sono state la 8 (2.92 μM), la 15 (1.96 μM), la 16 (2.82 μM), la 17 (0.99 μM) e la 34 (1.82 μM).

5.1.2.3 MAPPE FOSFORO REATTIVO (RP) NELLA COLONNA D'ACQUA

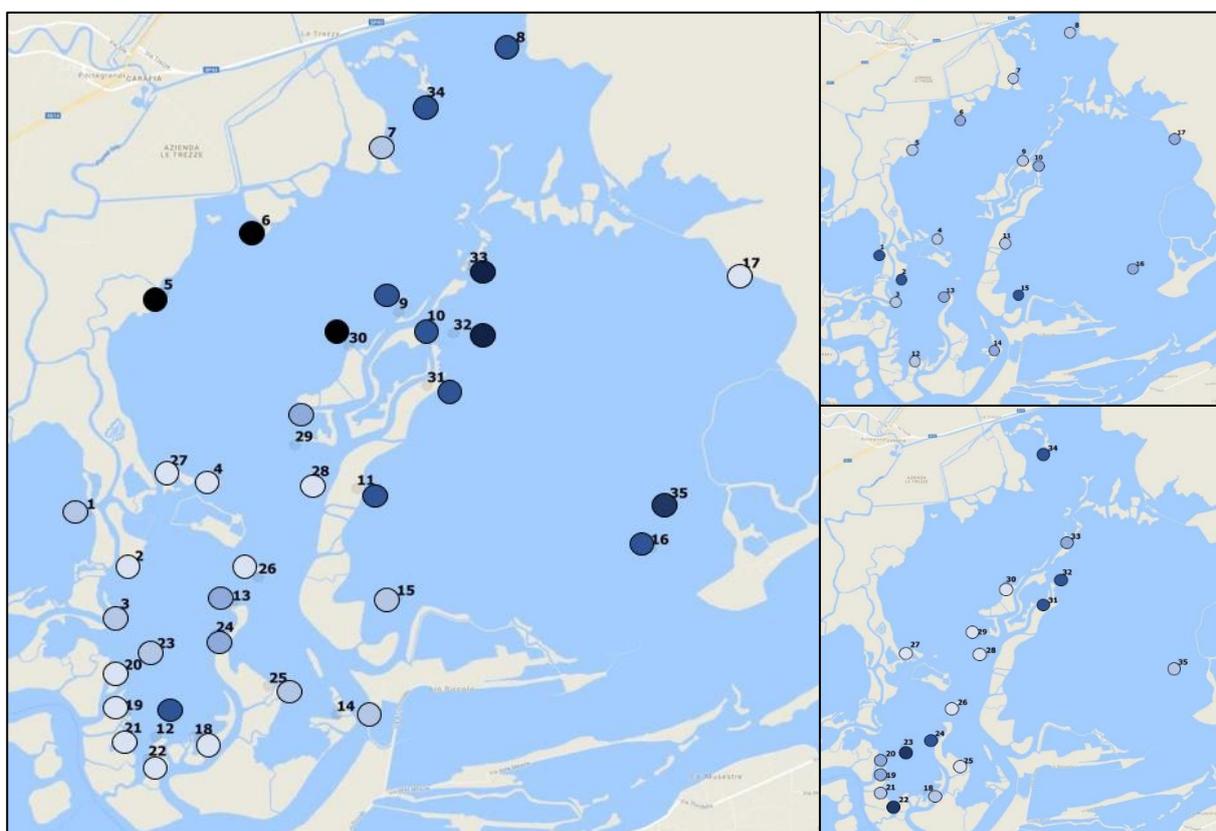


Figura 58: Mappe dei valori di RP nelle 35 stazioni. Sulla destra in alto sono rappresentate i valori di RP delle 17 stazioni nel 2014; sotto i valori delle 18 stazioni nel 2015. A sinistra i valori di RP nelle 35 stazioni nel 2017.

Legenda Mappe:

- 0 - 0.1 μM
- 0.11 - 0.2 μM
- 0.21 - 0.3 μM
- 0.31 - 0.4 μM
- 0.41 - 0.5 μM
- 0.51 - 0.8 μM
- > 0.81 μM

Nel 2014 i valori maggiori di concentrazione di fosforo reattivo si sono registrati nelle stazioni 1 (0.40 μM), 2 (0.31 μM), 6 (0.26 μM), 15 (0.33 μM) e 17 (0.25 μM) e i valori minori nelle stazioni 4, 5 e 8 (rispettivamente 0.15, 0.13 e 0.11 μM). Nel 2015 le stazioni con le concentrazioni maggiori sono state la 22 (0.42 μM), la 23 (0.48 μM) e la 34 (0.40 μM), mentre le concentrazioni minori si sono registrate nelle stazioni 25 (0.03 μM), 26 (0.02 μM) e 30 (0.02 μM). Infine, nel 2017, le concentrazioni maggiori si sono misurate nelle stazioni 5 (1.01 μM), 6 (0.86 μM) e 30 (0.84 μM) e quelle minori nelle stazioni 18 (0.08 μM), 19 (0.06 μM), 20 (0.08 μM) e 27 (0.08 μM).

5.1.2.4 MAPPE FOSFORO ORGANICO NEL SEDIMENTO

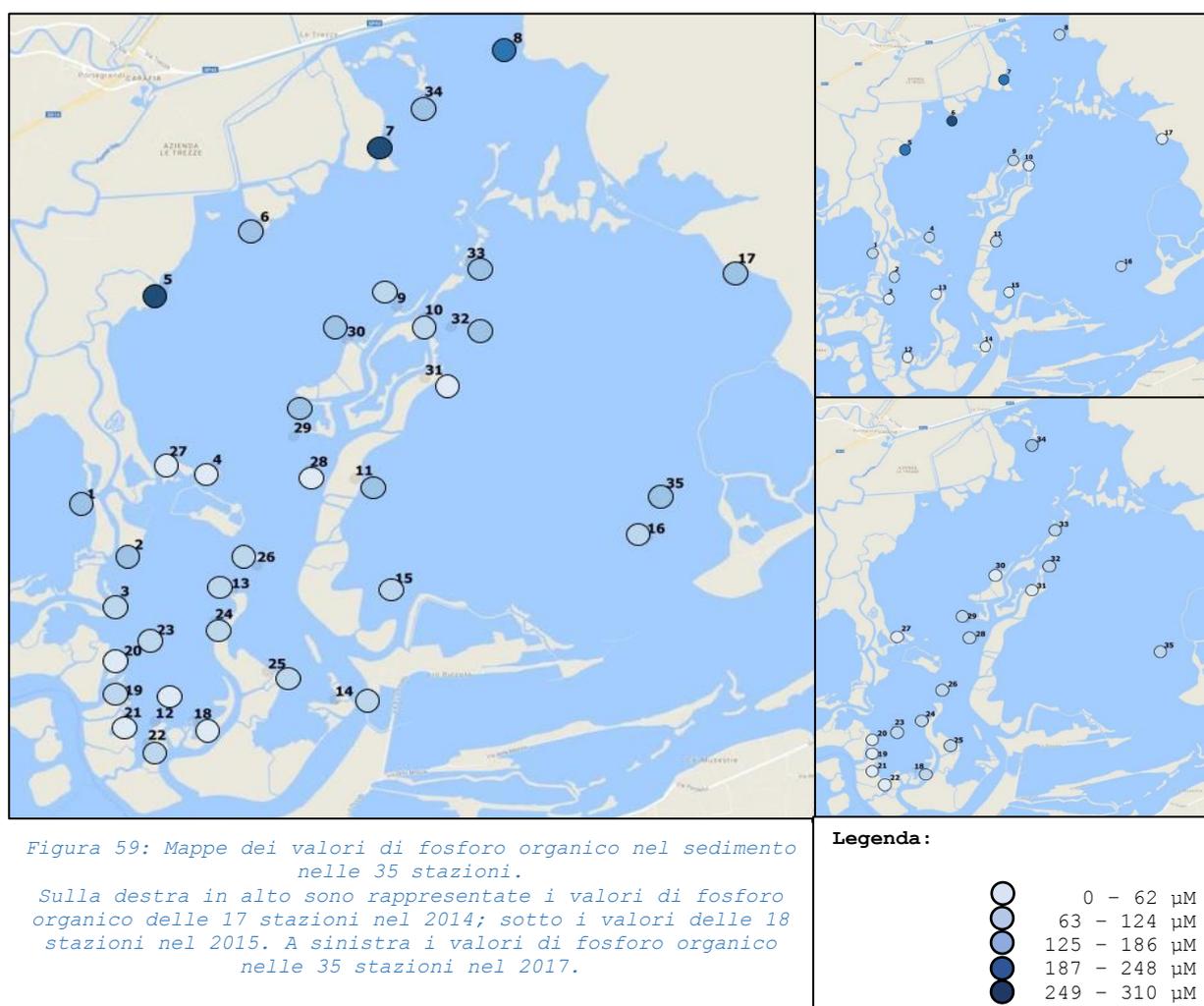


Figura 59: Mappe dei valori di fosforo organico nel sedimento nelle 35 stazioni.

Sulla destra in alto sono rappresentate i valori di fosforo organico delle 17 stazioni nel 2014; sotto i valori delle 18 stazioni nel 2015. A sinistra i valori di fosforo organico nelle 35 stazioni nel 2017.

Nel 2014 i valori più elevati di fosforo organico si sono misurati nelle stazioni 5 (214 μM), 6 (265 μM) e 7 (243 μM), mentre i valori più bassi si sono avuti nelle stazioni 3 (10.9 μM), 10 (38.0 μM) e 13 (39.4 μM). Nel 2015 i valori maggiori si sono avuti nelle stazioni 18 (112 μM), 28 (110 μM) e 34 (162 μM) e i valori più bassi nelle stazioni 21 (26.0 μM), 22 (40.0 μM) e 31 (38.0 μM). Infine, nel 2017, le stazioni con le concentrazioni maggiori di fosforo organico sono state la 5 (308 μM), la 7 (297 μM) e la 8 (219 μM), al contrario i valori più bassi si sono misurati nelle stazioni 4 (43.0 μM), 12 (21.3 μM) e 27 (24.1 μM).

5.1.2.5 MAPPE CONCENTRAZIONI DI SILICATI

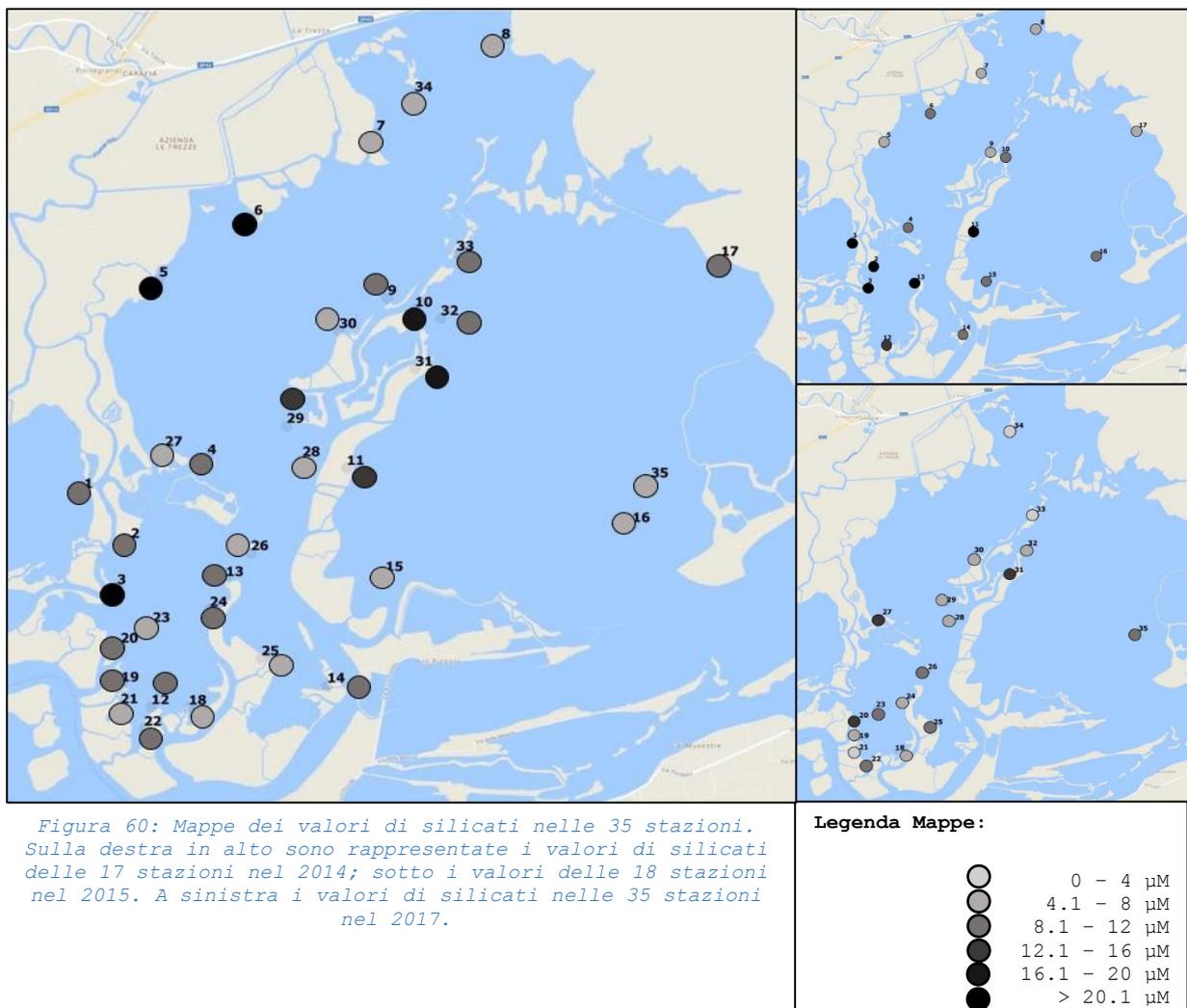
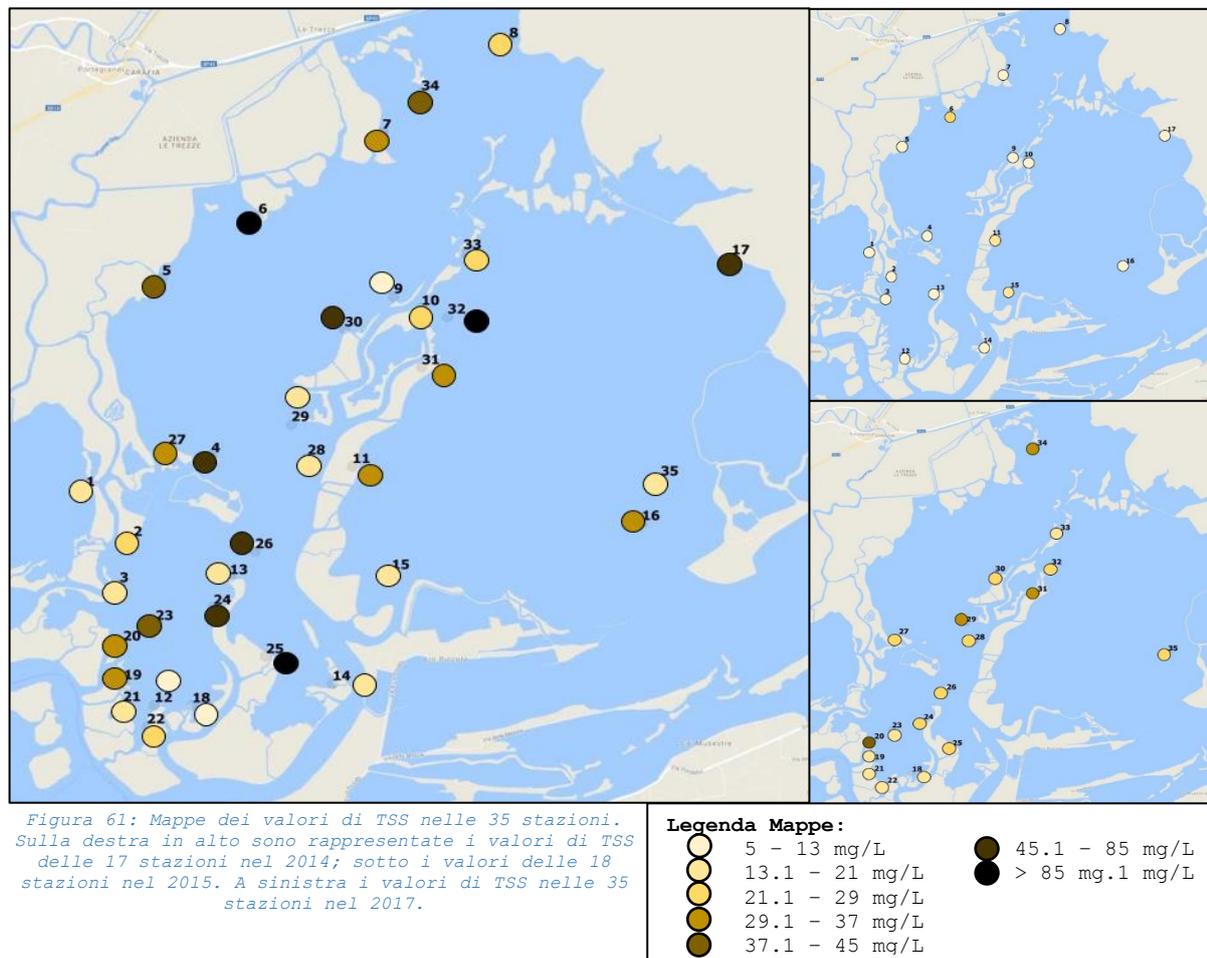


Figura 60: Mappe dei valori di silicati nelle 35 stazioni. Sulla destra in alto sono rappresentate i valori di silicati delle 17 stazioni nel 2014; sotto i valori delle 18 stazioni nel 2015. A sinistra i valori di silicati nelle 35 stazioni nel 2017.

Nel 2014 i valori più elevati di concentrazione di silicati si sono registrati nelle stazioni 1 (16.2 μM), 2 (18.5 μM), 3 (16.5 μM), 11 (16.4 μM) e 13 (17.2 μM), mentre i valori più bassi sono stati misurati nelle stazioni 5 (6.19 μM), 7 (5.93 μM), 8 (4.17 μM) e 17 (6.16 μM). Nel 2015, invece, i valori più elevati sono stati individuati nelle stazioni 20 (13.1 μM), 22 (10.1 μM), 27 (12.5 μM) e 31 (12.6 μM) e i valori più bassi nelle stazioni 21 (2.29 μM), 32 (3.43 μM) e 33 (3.43 μM). Infine nel 2017 i valori più elevati sono stati registrati nelle stazioni 3 (22.8 μM), 5 (24.3 μM) e 6 (21.7 μM), viceversa i valori più bassi nelle stazioni 15 (4.98 μM), 25 (4.61 μM), 26 (5.79 μM), 30 (5.61 μM) e 34 (5.72 μM).

5.1.2.6 MAPPE PARTICOLATO SOSPESO TOTALE (TSS)



Nel 2014 i valori più elevati di particolato sospeso sono stati misurati nelle stazioni 6 (21.7 mg/L), 11 (13.4 mg/L) e 15 (14.7 mg/L), mentre i più bassi nelle stazioni 1 (6.60 mg/L), 2 (6.90 mg/L) e 4 (6.40 mg/L). Nel 2015, invece, i valori più elevati sono stati registrati nelle stazioni 29 (31.9 mg/L), 31 (30.2 mg/L) e 34 (32.0 mg/L) e i valori più bassi nelle stazioni 19 (17.9 mg/L), 21 (16.2 mg/L) e 22 (15.0 mg/L). Infine, nel 2017, i valori più elevati si sono determinati nelle stazioni 17 (77.2 mg/L), 25 (110 mg/L) e 32 (107 mg/L), al contrario i valori più bassi nelle stazioni 9 (9.40 mg/L), 12 (11.0 mg/L) e 18 (7.60 mg/L).

5.1.2.7 MAPPE CLOROFILLA-A TOTALE

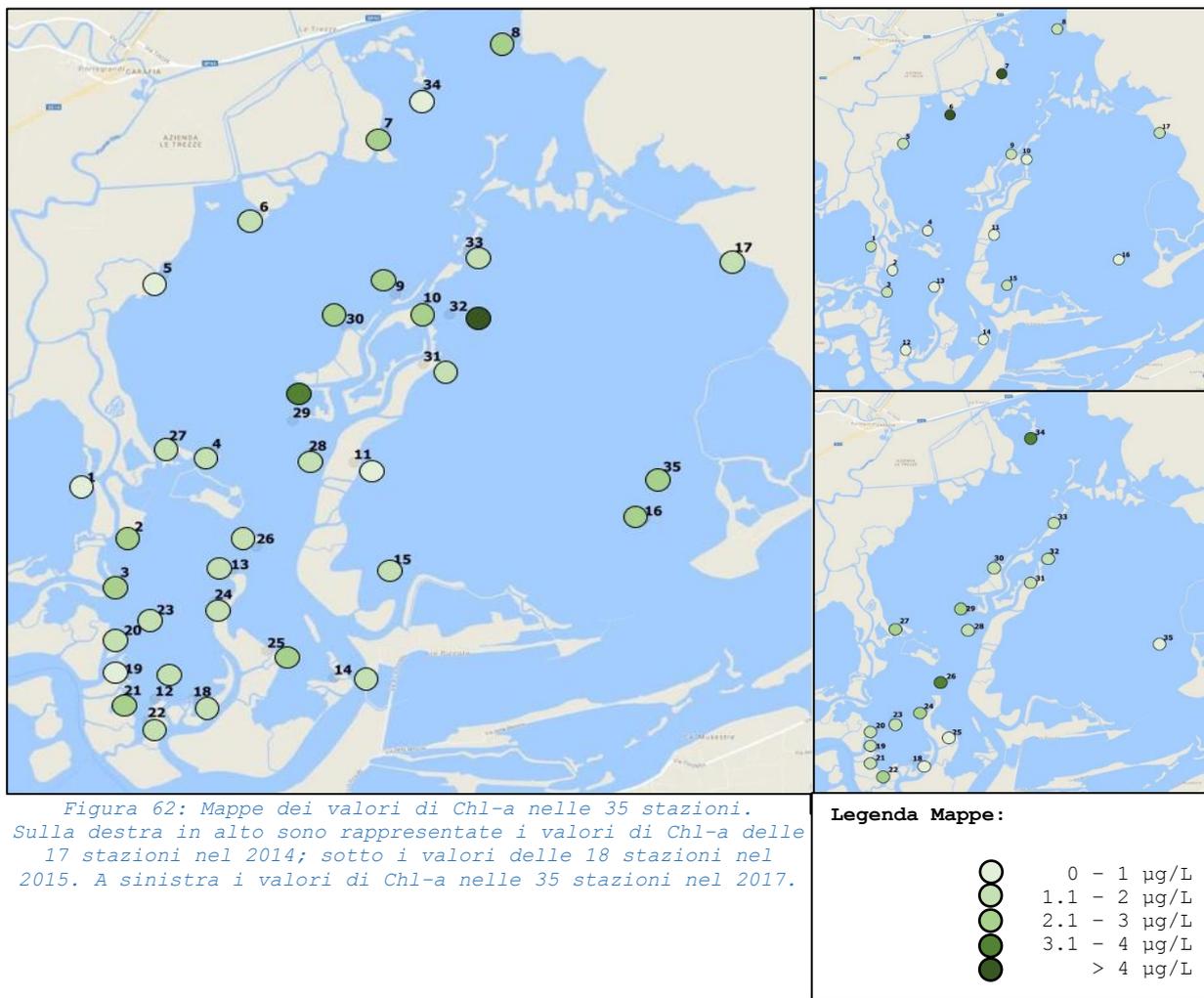


Figura 62: Mappe dei valori di Chl-a nelle 35 stazioni. Sulla destra in alto sono rappresentate i valori di Chl-a delle 17 stazioni nel 2014; sotto i valori delle 18 stazioni nel 2015. A sinistra i valori di Chl-a nelle 35 stazioni nel 2017.

Nel 2014 i valori più elevati di clorofilla-a totale sono stati riscontrati nelle stazioni 6 (4.56 µg/L) e 7 (4.49 µg/L) e i valori più bassi nelle stazioni 12 (0.15 µg/L), 13 (0.37 µg/L) e 16 (0.22 µg/L). Nel 2015, invece, i valori più elevati si sono misurati nelle stazioni 26 (3.86 µg/L), 29 (2.69 µg/L) e 34 (3.68 µg/L) e i valori più bassi nelle stazioni 18 (0.81 µg/L), 25 (0.81 µg/L) e 35 (0.72 µg/L). Infine, nel 2017, i valori più elevati si sono individuati nelle stazioni 29 (3.98 µg/L) e 32 (6.38 µg/L), mentre i valori più bassi nelle stazioni 11 (0.94 µg/L), 19 (1.05 µg/L) e 34 (0.94 µg/L).

5.1.2.8 MAPPE GRANULOMETRIA

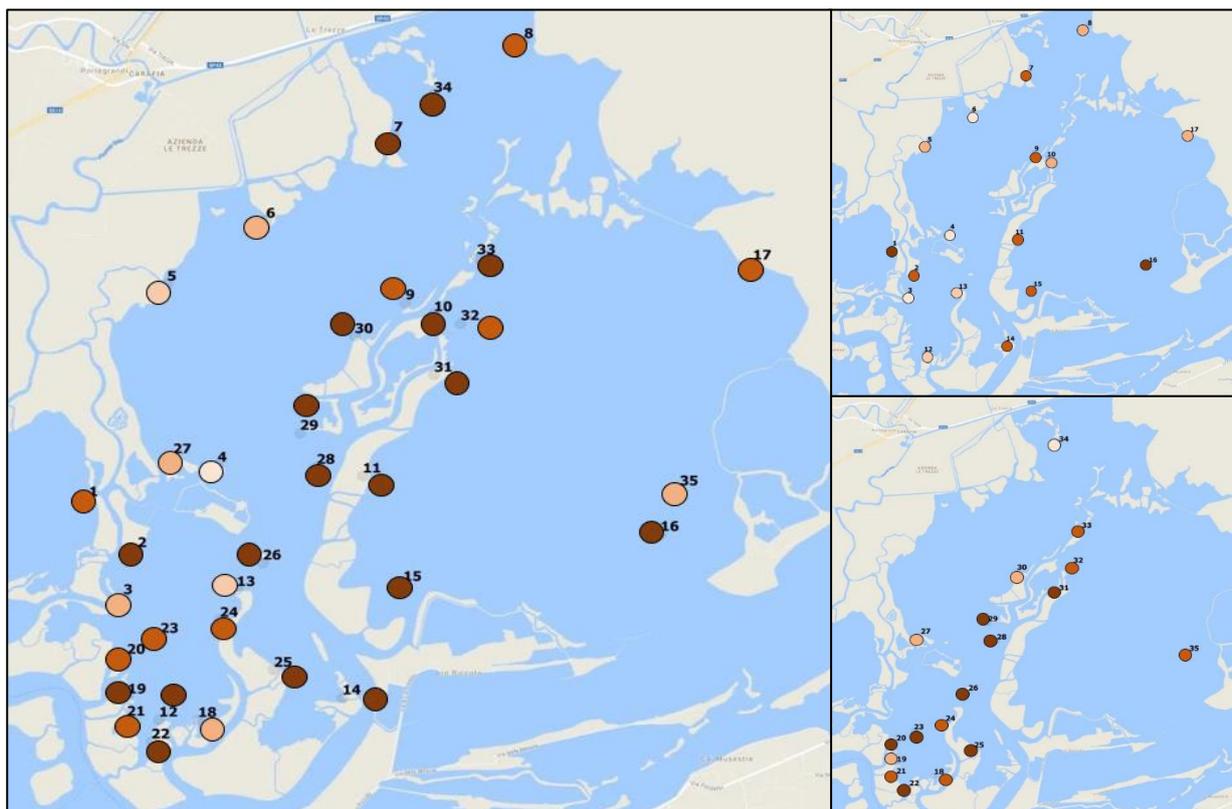


Figura 63: Mappe dei valori di granulometria nelle 35 stazioni. Sulla destra in alto sono rappresentate i valori di granulometria a delle 17 stazioni nel 2014; sotto i valori delle 18 stazioni nel 2015. A sinistra i valori di granulometria nelle 35 stazioni nel 2017.

Legenda Mappe:

○	45 - 60 %
○	61 - 70 %
○	71 - 80 %
○	81 - 90 %
○	91 - 100 %

Nel 2014 le stazioni a granulometria più siltosa sono state la 3 (52.9 %), la 4 (51.4 %) e la 6 (56.6 %), mentre le stazioni più sabbiose sono state la 1 (95.1 %) e la 16 (96.8 %). Nel 2015, invece, la stazione a granulometria più siltosa è stato individuato nella stazione 34 (47.5 %) e le stazioni più sabbiose sono state la 20 (96.6 %), la 26 (96.8 %), la 28 (98.0 %) e la 29 (96.1 %). Infine, nel 2017, le stazioni con granulometria più siltosa sono state la 3 (42.4 %), la 4 (57.5 %), la 13 (60.6 %) e la 34 (60.6 %), al contrario le stazioni più sabbiose sono state la 10 (97.4 %), la 11 (98.7 %), la 14 (98.1 %), la 28 (97.1 %), la 29 (98.3 %) e la 35 (98.0 %).

5.2 ISTOGRAMMI SULLA COPERTURA DELLE FANEROGAME

In Fig. 64 e 65 sono riportati gli istogrammi sulle coperture in m² rispetto all'area delle stazioni (100 m²) nei periodi 2014-2015, 2015-2016 e 2016-2017 (i risultati sono riportati in [Appendice 3](#)).

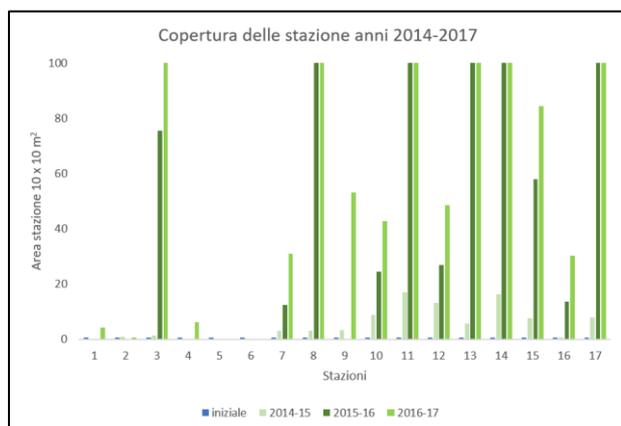


Figura 64: Istogramma sulle aree di copertura delle stazioni 1-17 tra il 2014 e il 2017.

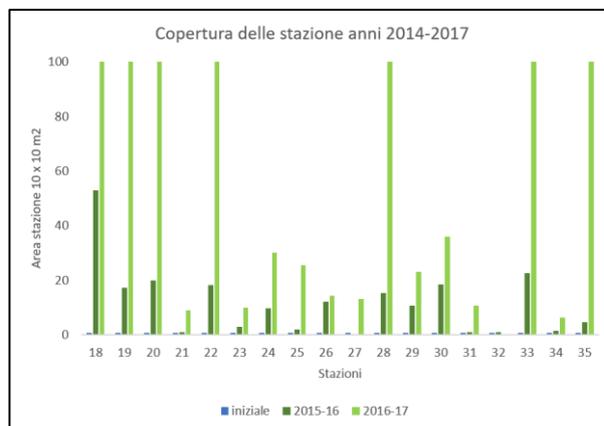


Figura 65: Istogrammi sulle aree di copertura delle stazioni 18-35 tra il 2014 e il 2017.

I valori di copertura maggiori, nel periodo 2016-2017, si sono misurati nelle stazioni 3, 8, 11, 13, 14, 17, 18, 19, 20, 22, 28, 33 e 35, dove le fanerogame sono arrivate a coprire l'intera area a disposizione (100 m²). I valori più bassi, invece, si sono registrati nelle stazioni 5 e 6, dove non le fanerogame non hanno

atteccchito (un valore molto basso è stato determinato anche nella stazione 32: 0.15 m²).

5.3 RISULTATI PRODUZIONE PRIMARIA

5.3.1 ISTOGRAMMI PRODUZIONE PRIMARIA NETTA

Nelle figure 66 e 67 sono riportati gli istogrammi relativi al lavoro preliminare sulla produzione primaria netta della comunità.



Figura 66: Istogramma sulla produzione primaria netta (NPP) di *Zostera marina* tra luglio e agosto 2017.

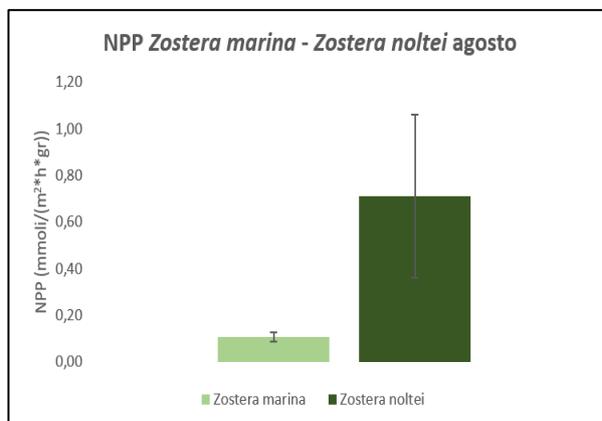


Figura 67: Istogramma sulla produzione primaria netta (NPP) di *Zostera marina* e *Zostera noltei* ad agosto 2017.

I valori medi di NPP della comunità ottenuti dalle tre repliche di *Z. marina* sono stati: a luglio 0.53 ± 0.08 mmoli/(m²*h*gr) e ad agosto 0.11 ± 0.02 mmoli/(m²*h*gr). La media delle tre repliche per *Z. noltei* ad agosto è stata: 0.71 ± 0.35 mmoli/(m²*h*gr).

5.3.2 ISTOGRAMMI UPTAKE DEI NUTRIENTI

Nelle figure 68 e 69 sono riportati gli istogrammi sull'uptake di nutrienti (Fosforo Reattivo, nitrati e ammonio) di *Z. marina* e *Z. noltei*, nel mese di agosto 2017.

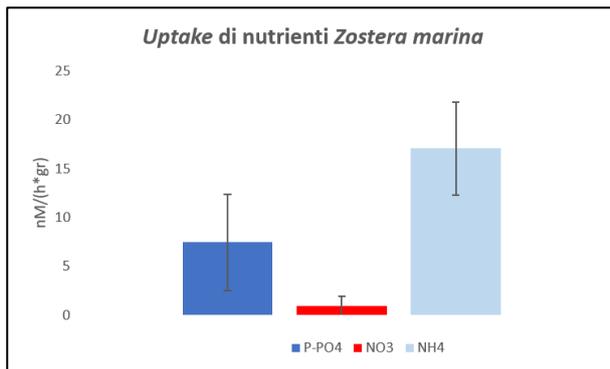


Figura 68: Istogramma sull'uptake di nitrati, fosfati e ammonio di *Z. marina* nel mese di agosto 2017.

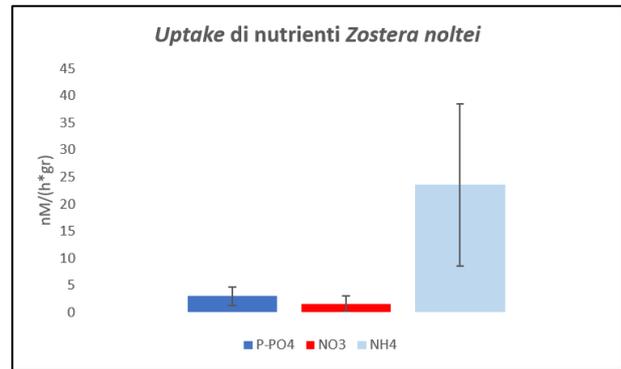


Figura 69: Istogramma sull'uptake di nitrati, fosfati e ammonio di *Z. noltei* nel mese di agosto 2017.

Z. marina presenta valori di uptake medi di nitrati (NO_3^-), fosfati (PO_4^{2-}) e ammonio (NH_4^+) rispettivamente di 0.92 ± 0.98 nM/(h*gr), 7.44 ± 4.90 nM/(h*gr) e 17.05 ± 4.77 nM/(h*gr).

Z. noltei, invece, presenta valori rispettivamente di 1.51 ± 0.86 nM/(h*gr), 3.01 ± 1.72 nM/(h*gr) e 23.54 ± 15.02 nM/(h*gr).

6. DISCUSSIONE

6.1 DISCUSSIONE PARAMETRI AMBIENTALI E COPERTURE

Come descritto in bibliografia (Burkholder et al., 2007; Cambridge & McComb, 1984; Short & Wyllie-Echeverria, 1996; Bricker et al., 1999; Green & Short, 2003), le fanerogame sono considerate specie sensibili agli impatti antropici, alle variazioni dei parametri ambientali e ai cambiamenti climatici. In particolare, come scritto da Han et al. (2016), un'eccessiva quantità di nutrienti favorisce lo *shift* da fanerogame a macroalghe tionitrofile ed opportuniste. Inoltre la presenza di particolato sospeso nella colonna d'acqua, e quindi un aumento della torbidità, impedisce alla luce di raggiungere il fondale, con conseguenti limitazioni per queste piante (Longstaff & Dennison, 1999). Ne consegue quindi che ambienti caratterizzati da elevata torbidità e alte concentrazioni di azoto e fosforo inibiscano o addirittura impediscano la crescita e l'espansione delle praterie (Dennison & Alberte, 1985).

Tali relazioni sono riconoscibili anche dell'analisi tra i dati delle coperture delle fanerogame e i parametri ambientali determinati nelle diverse stazioni di trapianto. Si possono infatti identificare tre differenti situazioni:

- Stazioni nelle quali gli accrescimenti delle praterie sono stati elevati, tanto da arrivare in alcune fino alla copertura dell'intera area (100 m²). A questo gruppo appartengono le stazioni 3, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 17, 18, 19, 20, 22, 28, 30, 33 e 35 (cerchiate in verde in Fig. 70);

- Stazioni nelle quali si è assistito ad un lieve incremento delle coperture avvenuto principalmente nel periodo 2016-2017. A questo gruppo appartengono le stazioni 7, 16, 21, 23, 24, 25, 26, 27, 29, 31 e 34;
- Infine stazioni più critiche, dove si è assistito o ad una molto scarsa colonizzazione o alla totale scomparsa delle praterie. A questo gruppo appartengono le stazioni 1, 2, 4, 5, 6 e 32 (cerchiate in blu in Fig. 70).

In particolare, cinque delle stazioni più critiche (1, 2, 4, 5 e 6) sono posizionate nell'area settentrionale della laguna nord in prossimità degli apporti di acqua dolce provenienti dalla terraferma (Canale Osellino, Fiume Dese, Canale Siloncello, Canale S. Maria, Canale Silone e Mezzotaglio). Questo è testimoniato anche dai bassi valori di salinità e dalle alte concentrazioni di nutrienti (DIN e RP).

Le stazioni 1, 2, 5 e 6 infatti sono quelle che presentano, nel periodo 2014-2017, elevati valori medi di azoto e fosforo nella colonna d'acqua, oltre ad alti valori di fosforo organico nel sedimento, clorofilla-a totale, silicati e particolato sospeso totale.

Inoltre, nelle stazioni 4 e 32, pur non presentando valori elevati di DIN, si è assistito ad aumento del particolato sospeso (torbidità) e della colorofilla-a.

Tali relazioni tra crescita delle fanerogame e parametri abiotici sono confermate anche dall'analisi delle componenti principali (PCA), mostrata in Fig. 70 (in Tab. 2 sono riportate le varianze cumulative in percentuale delle prime due componenti principali della PCA).

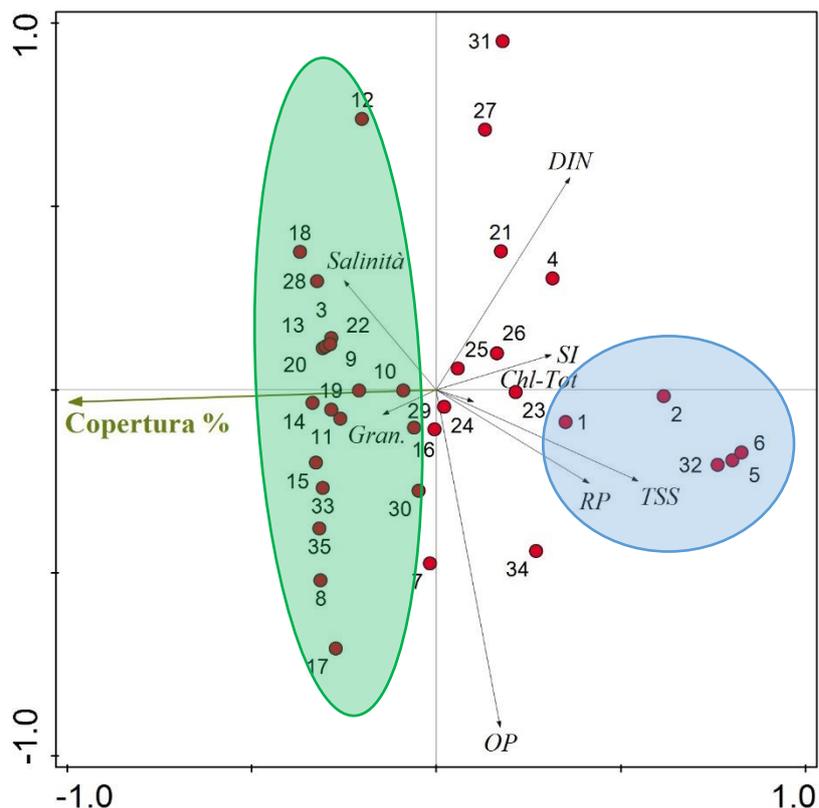


Figura 70: PCA tra le variabili ambientali nelle 35 stazioni dell'anno 2017.

Tabella 2: Varianza cumulativa spiegata (in %) dalle prime due componenti principali della PCA.

	1° Componente principale	2° Componente principale
Varianza cumulativa spiegata (%)	64.0	78.7

Dal grafico di Fig. 70 si può notare come le concentrazioni di DIN e RP, le concentrazioni di fosforo organico nel sedimento e il TSS risultino essere inversamente correlati con la crescita delle fanerogame. Inoltre le stazioni che vengono definite

critiche (cerchiate in blu) risultano essere tutte fortemente correlate coi nutrienti e il particolato sospeso e inversamente correlate con la copertura.

La stazione 1 si discosta leggermente dalle precedenti stazioni critiche in quanto si è assistito a un lieve miglioramento delle condizioni ambientali con una diminuzione del DIN e dell'RP ed un incremento della copertura nel 2016-2017 rispetto al 2015-2016, passando da 0 a 4.22 m². Questo potrebbe favorire un miglioramento ecologico e un futuro attecchimento delle fanerogame.

Tutte le altre stazioni (cerchiate in verde in Fig. 70) presentano invece accrescimenti apprezzabili delle coperture, con diminuzioni, a seconda delle stazioni, del DIN, della clorofilla-a totale, del fosforo reattivo e del particolato sospeso. Infatti, come si può notare nelle figure 71 e 72, ad ottobre 2016 si è registrato un aumento medio di 60.0 m² nelle stazioni 1-17 e 48.7 m² nelle stazioni 18-35.

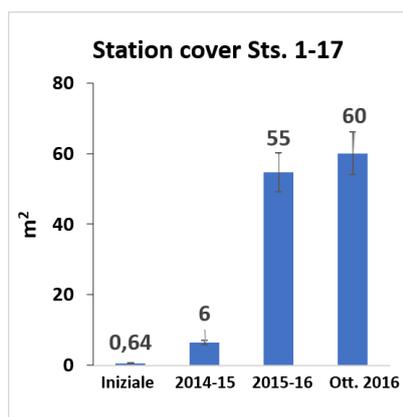


Figura 71: Area media occupata dalle fanerogame negli anni 2014-2015, 2015-2016 e ad ottobre 2016.

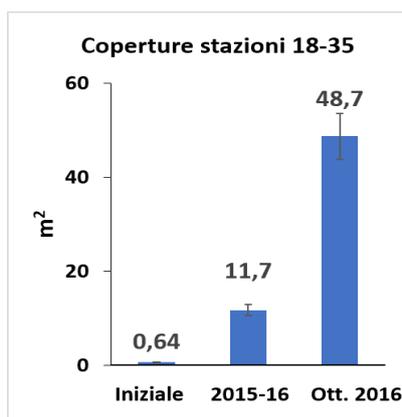


Figura 72: Area media occupata dalle fanerogame negli anni 2014-2015, 2015-2016 e ad ottobre 2016.

La PCA (Fig. 70) mostra come i parametri concentrazione di silicati, clorofilla-a totale e granulometria non risultano essere parametri molto significativi statisticamente. Infatti silicati e clorofilla-a mostrano picchi rilevanti solamente nel campionamento di giugno 2017, dove si ipotizza fosse in corso una fioritura fitoplanctonica. Mentre per quanto riguarda la granulometria, solamente nella stazione 34 si è potuto assistere ad una sostanziale variazione con il passaggio da 47.5 a 60.6 % ed un conseguente aumento della frazione fine.

La salinità, infine, mostra un'importante relazione con le concentrazioni di nutrienti: all'aumentare della prima corrispondono concentrazioni minori dei secondi. Infatti i corsi d'acqua dolce presentano mediamente concentrazioni di nutrienti superiori rispetto all'acqua di mare.

Osservando gli istogrammi si può inoltre notare che le coperture non abbiano seguito un andamento lineare nel corso degli anni. Nei vari anni infatti sono variati notevolmente i principali parametri meteorologici (temperatura e precipitazioni) in grado di influenzare la crescita delle fanerogame e le concentrazioni di nutrienti. In Fig. 73 e 74 sono rappresentate le precipitazioni e le temperature medie registrate nella stazione di Cavallino Treporti (dati ARPAV). Si può osservare come nel 2014, l'anno del trapianto di fanerogame nelle stazioni 1-17, le precipitazioni fossero state molto più elevate del 2015 mentre in quest'ultimo anno e nel 2016, quando si sono eseguiti i trapianti nelle stazioni 18-35, si sono avuti valori medi di temperature nei mesi maggio-settembre elevati (definita media temperature estive in Fig. 74). Ciò ha portato a concentrazioni maggiori di DIN nel

2014 e a criticità nell'accrescimento delle fanerogame nel 2015 e nel 2016 in quanto le specie si sono adattate a determinati range di temperatura (Marsch et al., 1986; Nejrup & Petersen, 2008; Bulthuis, 1987).

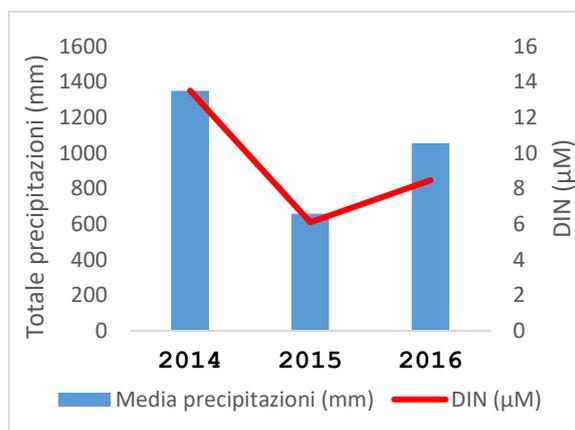


Figura 73: Istogramma delle precipitazioni totali (mm) e DIN (µM) negli anni 2014, 2015 e 2016.

(Dati ARPAV, stazione di Cavallino Treporti)

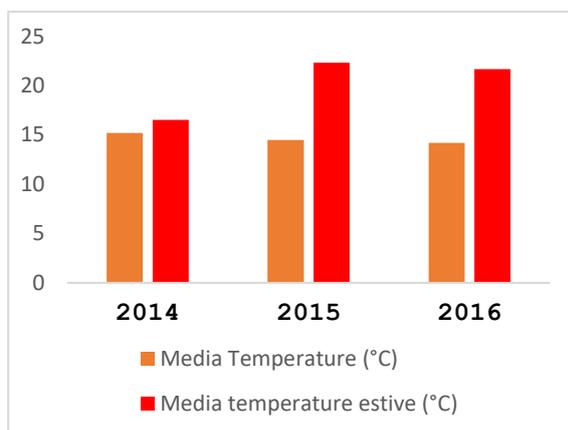


Figura 74: Istogramma delle temperature medie annuali (°C) negli anni 2014, 2015 e 2016.

(Dati ARPAV, stazione di Cavallino Treporti)

Gli andamenti trimestrali dei parametri ambientali nelle 8 stazioni mostrano anch'essi una generale diminuzione media annua di Fosforo Reattivo nella colonna d'acqua, ad eccezione della stazione 10 dove si è registrato un picco di 7.40 µM nel 2016. Questo decremento di fosforo disciolto nella colonna d'acqua in laguna di Venezia è stata confermato anche da Zirino et al. (2016), il quale ha evidenziato come il rapporto tra l'azoto totale disciolto (TDN) e il fosforo totale disciolto (TDP) è passato da un valore di 46:1 nel 2001 a 100:1 nel 2010 (rapporto che rende la laguna di Venezia un ambiente in regime fosforo limitante). Lo stesso autore (Zirino et al., 2016) ipotizza che le cause principali possano essere i bassi ma crescenti apporti di azoto e i minori apporti di fosforo da parte dei fiumi. Questo potrebbe essere causato dalla diminuzione dei composti di fosforo nei detersivi a seguito della legge n. 7 del 24/2/86 (Acri et

al., 2004), unito all'adsorbimento dei fosfati negli ossidi di ferro e carbonati colloidali all'interfaccia acqua-sedimento (Zirino et al., 2016).

Per quanto riguarda l'azoto inorganico disciolto, invece, si sono osservate, tra il 2014 e il 2017, maggiori concentrazioni nei mesi autunnali e invernali a causa dei maggiori apporti fluviali in questo periodo.

Considerando i campionamenti di aprile 2014 e maggio 2015 e 2017, anche nelle 35 stazioni si possono riscontrare diminuzioni delle concentrazioni di DIN e RP. In generale, infatti, si è assistito ad un calo dei nutrienti nella colonna d'acqua, ad eccezione della stazione 5 per entrambi i parametri e della stazione 6 per quanto riguarda il solo RP.

6.2 DISCUSSIONE PRODUZIONE PRIMARIA

Le praterie di fanerogame sono uno tra gli ecosistemi più produttivi a livello mondiale (Duarte & Chiscano, 1999). Sono inoltre in grado di fornire una grande varietà di servizi ecosistemici (Barbier et al., 2011), tra cui il sequestro del carbonio atmosferico (Macreadie et al., 2011). Stimare quindi la produttività delle comunità di fanerogame è utile al fine di comprendere il loro contributo nell'immagazzinamento del carbonio della biosfera e la loro importanza da un punto di vista ecologico (Jackson et al., 2001; Terrados & Borum, 2004; Kennedy et al., 2010). Gli studi condotti finora con l'utilizzo di camere bentiche nelle praterie stimano la produzione primaria attraverso le variazioni di ossigeno (Olivé et al., 2016).

Si è quindi deciso di intraprendere uno studio preliminare sulla NPP delle comunità di praterie di *Zostera marina* e *Zostera noltei* in laguna di Venezia. Le maggiori produttività di *Z. marina* nel mese di luglio e di *Z. noltei* nel mese di agosto sono in accordo con i dati di biomassa mensili in Sfriso & Ghetti (1998) (Fig. 75). Infatti *Z. marina*, dopo aver raggiunto la massima biomassa nel mese di giugno, diminuisce rapidamente fino al mese di agosto, raggiungendo il suo minimo annuale nel mese di dicembre. Al contrario, *Z. noltei* raggiunge il massimo di biomassa proprio nel mese di agosto diminuendo rapidamente a settembre e raggiungendo il minimo nel periodo dicembre-febbraio.

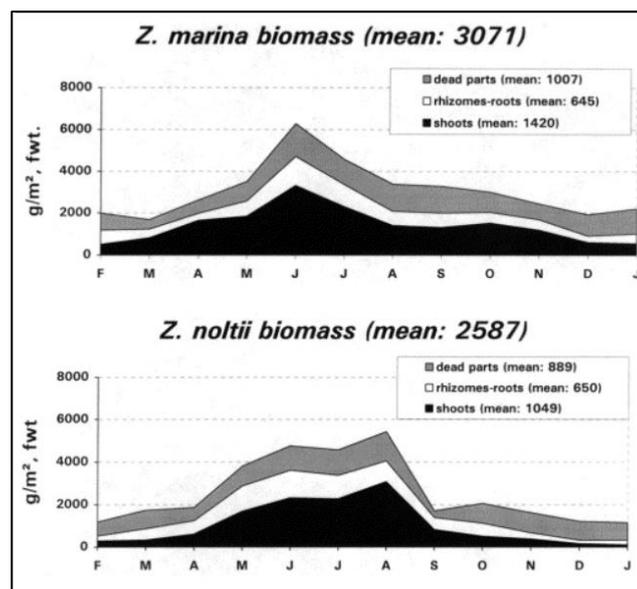


Figura 75: Biomasse per mese di *Zostera marina* (in alto) e *Zostera noltei* (sotto) (Sfriso & Ghetti, 1998)

Lo *shift* da fanerogame a macroalghe a crescita rapida ed opportuniste, descritto da Han et al. (2016) e Duarte (1995), riflette un aumento delle concentrazioni di nutrienti e la diminuzione di luce disponibile sul fondale. Tuttavia non sono presenti studi in letteratura sull'*uptake* di nutrienti delle fanerogame in laguna di Venezia, mentre sono noti i tassi di

assorbimento di carbonio, azoto e fosforo di *Ulva rigida* (Sfriso, 1995). Questo studio preliminare risulta quindi essere il primo in laguna di Venezia sull'*uptake* di nutrienti (nitrati, ortofosfati e ammonio).

Come descritto da Ourry et al. (1997) lo ione ammonio, essendo un catione di piccole dimensioni, viene assorbito passivamente attraverso i canali membranali grazie al gradiente elettrochimico tra l'apoplasto e il simplasto delle piante oppure attraverso un sistema ad alta affinità che richiede la sintesi di proteine per un trasporto uniporto. L'assorbimento di nitrati e fosfati, invece, avviene attraverso l'attivazione e la produzione di proteine per il trasporto attivo dei nitrati e attraverso trasportatori di fosfati con richiesta di energia (Taiz & Zeiger, 1991; Larsson, 1994; Liu et al., 1998; Burleigh & Harrison, 1998; Muchhal-Umesh & Raghothama, 1999).

I dati ottenuti indicano infatti che l'ammonio, vista la minore richiesta di energia per l'assorbimento, potrebbe essere la specie chimica principale per l'assimilazione dell'azoto. Inoltre, considerando il rapporto N:P di 20:1 nelle fanerogame (Hemminga & Duarte, 2000), l'*uptake* di fosfati è risultato essere inferiore all'ammonio.

7. CONCLUSIONI

In questo lavoro di tesi viene evidenziato come le fanerogame siano un gruppo ecologico importante per gli ambienti acquatici, tanto da considerare le praterie veri e proprio ecosistemi. Tuttavia queste piante, essendo specie sensibili, sono soggette a una forte diminuzione a causa delle pressioni antropiche e dei cambiamenti climatici. In questo contesto, in laguna Nord di Venezia, i trapianti di fanerogame e lo studio dei parametri ambientali, ha permesso di evidenziare le possibili criticità per queste specie. In particolare, dai risultati ottenuti, si evince come, nelle zone maggiormente eutrofiche e con acque meno limpide, i trapianti non abbiamo avuto successo. Questa area è un'area confinata, con minor ricambio mareale e localizzata in prossimità del Fiume Silone.

Inoltre, è stato possibile osservare che nella maggior parte delle stazioni, l'accrescimento delle fanerogame è stato elevato, formando vere e proprie praterie. Questo viene confermato anche dall'analisi dello stato trofico della laguna Nord, in cui si osserva un andamento decrescente generale dei nutrienti ed a un conseguente miglioramento ecologico.

Il miglioramento potrà essere ancora più evidente nel caso in cui le fanerogame tornino a colonizzare interamente la laguna settentrionale, formando praterie estese e stabili anche nelle aree circostanti le stazioni. Affinché ciò si possa verificare sarà però fondamentale evitare futuri impatti antropici nell'area permettendo così la naturale espansione.

In questa tesi si è intrapreso anche uno studio preliminare sulla produzione primaria netta e sull'*uptake* di nutrienti da parte delle fanerogame in laguna di Venezia. Tale ricerca permette e

permetterà di avere maggiori conoscenze sulle attività metaboliche di queste piante acquatiche nell'ambiente di transizione della laguna Nord di Venezia. Sarà fondamentale indagare, sia la produzione primaria che l'*uptake* durante tutte le stagioni, e capire le possibili relazioni presenti nelle diverse condizioni.

8. BIBLIOGRAFIA

- Acri, F., Aubry, F. B., Berton, A., Bianchi, F., Boldrin, A., Camatti, E., Comaschi, A., Rabitti, S., & Socal, G. (2004). Plankton communities and nutrients in the Venice Lagoon: comparison between current and old data. *Journal of Marine Systems*, 51(1), 321-329.
- Apostolaki, E. T., Vizzini, S., Hendriks, I. E., & Olsen, Y. S. (2014). Seagrass ecosystem response to long-term high CO₂ in a Mediterranean volcanic vent. *Marine environmental research*, 99, 9-15.
- Arber, M. A. (1920). *Water-plants, a study of aquatic angiosperms*, Cambridge, Univ.
- Armstrong, F. A. J. (1951). The determination of silicate in sea water. *Journal of the marine biological association of the United Kingdom*, 30(1), 149-160.
- Aspila, K. I., Agemian, H., & Chau, A. S. Y. (1976). A semi-automated method for the determination of inorganic, organic and total phosphate in sediments. *Analyst*, 101(1200), 187-197.
- Ballesteros, E., Torras, X., Pinedo, S., García, M., Mangialajo, L., & De Torres, M. (2007). A new methodology based on littoral community cartography dominated by macroalgae for the implementation of the European Water Framework Directive. *Marine pollution bulletin*, 55(1), 172-180.
- Barbier, E. B., Hacker, S. D., Kennedy, C., Koch, E. W., Stier, A. C., & Silliman, B. R. (2011). The value of estuarine and coastal ecosystem services. *Ecological monographs*, 81(2), 169-193.
- Barrón, C., Duarte, C. M., Frankignoulle, M., & Borges, A. V. (2006). Organic carbon metabolism and carbonate dynamics in a Mediterranean seagrass (*Posidonia oceanica*), meadow. *Estuaries and Coasts*, 29(3), 417-426.
- Bendschneider, K., & Robinson, R. J. (1952). A new spectrophotometric method for the determination of nitrite in sea water. *Journal of Marine Research*, 11, 87-96.
- Bennett, S., Roca, G., Romero, J., & Alcoverro, T. (2011). Ecological status of seagrass ecosystems: an uncertainty analysis of the meadow classification based on the *Posidonia oceanica* multivariate index (POMI). *Marine pollution bulletin*, 62(8), 1616-1621.

Brasier, M. D. (1975). An outline history of seagrass communities. *Palaeontology*, 18(4), 681-702.

Bremer, B., Bremer, K., Chase, M. W., Reveal, J. L., Soltis, D. E., Soltis, P. S., Stevens, P. F., Anderberg, A. A., Fay, M. F., Goldblatt, P., Judd, W. S., Källersjö, M., Kårehed, Jesper, Lundberg, J., Nickrent, D. L., Olmstead, B., Oxelman, J., Pires, C., Rodman, J. E., Rudall, P. J., Savolainen, V., Sytsma, K. J., Van der Bank, M., Wurdack, K., Xiang, J. Q. Y., Zmarzty, S., & Judd, W. S. (2003). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG II. *Botanical journal of the Linnean Society*, 141, 399-436.

Bricker, S. B., Clement, C. G., Pirhalla, D. E., Orlando, S. P., & Farrow, D. R. (1999). National estuarine eutrophication assessment: effects of nutrient enrichment in the nation's estuaries. US National Oceanographic and Atmospheric Administration, National Ocean Service, Special Projects Office and the National Center for Coastal Ocean Science.

Brix, H., & Lyngby, J. E. (1985). Uptake and translocation of phosphorus in eelgrass (*Zostera marina*). *Marine Biology*, 90(1), 111-116.

Bulthuis, D. A. (1987). Effects of temperature on photosynthesis and growth of seagrasses. *Aquatic Botany*, 27(1), 27-40.

Burkholder, J. M., Tomasko, D. A., & Touchette, B. W. (2007). Seagrasses and eutrophication. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 350(1), 46-72.

Burleigh, S. H., & Harrison, M. J. (1998). Expression of phosphate transporters and the phosphate starvation-inducible gene Mt4 in mycorrhizal roots. *Current Topics in Plant Physiology*, 19, 261-270.

Cambridge, M. L., & McComb, A. J. (1984). The loss of seagrasses in Cockburn Sound, Western Australia. I. The time course and magnitude of seagrass decline in relation to industrial development. *Aquatic Botany*, 20(3-4), 229-243.

Caniglia, G., Borella, S., Curiel, D., Nascimbeni, P., Paloschi, F., Rismondo, A., Scarton, F., Tagliapietra, D. e Zanella, L., (1992). Distribuzione delle fanerogame marine *Zostera marina* L., *Zostera noltii* Hornem, *Cymodocea nodosa* (Ucria) Ascherson in Laguna di Venezia. *Lavori - Società Veneta di Scienze Naturali*, 17, 137-150.

- Casazza, G., & Mazzella, L. (2002). Photosynthetic pigment composition of marine angiosperms: preliminary characterization of Mediterranean seagrasses. *Bulletin of marine science*, 71(3), 1171-1181.
- Cecere, E., Petrocelli, A., Izzo, G., Sfriso, A. (2009). Flora and Vegetation of the Italian Transitional Water Systems, Spinea, CoriLa, *Multigraf*, p. 278.
- Charpy-Roubaud, C., & Sournia, A. (1990). The comparative estimation of phytoplanktonic, microphytobenthic and macrophytobenthic primary production in the oceans. *Marine Microbial Food Webs*, 4(1), 31-57.
- Chase, M. W., Christenhusz, M. J. M., Fay, M. F., Byng, J. W., Judd, W. S., Soltis, D. E., Mabberley, D. J., Sennikov, A. N., Soltis, P. S., & Stevens, P. F. (2016). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 181(1), 1-20.
- Cossu, A., De Fraja Frangipane, E. (1985). Stato delle conoscenze sullo inquinamento della laguna di Venezia - Progetto Venezia, Ministero dei lavori pubblici, Magistrato alle Acque, Consorzio Venezia Nuova, Venezia, 4 vol.
- Costanza, R., D'Arge, R., De Groot, R., Farber, S., Grasso, M., Hannon, B., Limburg, K., Naeem, S., O'Neill, R. V., Paruelo, J., Raskin, R. G., Sutton, P., & Van den Belt, M. (1997). The value of the world's ecosystem services and natural capital. *Nature*, 387(6630), 253-260.
- Dahlgren, R. M. T., Clifford, H. T., & Yeo, P. F. (1985). The families of the monocotyledons. Structure, evolution, and taxonomy. *Berlin, etc.: Springer-Verlag*, 520pp.. Review by Cronquist, A. in *Brittonia*, 37, 231-3.
- Den Hartog, C. (1970). The sea-grasses of the world. *Verh. kon. ned. Akad. Wet., Afd. Natuurkunde*, 59(1), 275.
- Den Hartog, C., & Kuo, J. (2007). Taxonomy and biogeography of seagrasses. *Seagrasses: Biology, ecology and conservation*, pp. 1-23. Springer Netherlands.
- Dennison, W. C., & Alberte, R. S. (1985). Role of daily light period in the depth distribution of *Zostera marina* (eelgrass). *Marine Ecology Progress Series*, 51-61.

Directive 2000/60/EC of the European Parliament and of the Council of 23 October 2000 establishing a framework for Community action in the field of water policy. *OJ L 327*, 22.12.2000, pp 1- 51.

Directive, M. S. F. (2008). Directive 2008/56/EC of the European Parliament and of the Council of 17 June 2008 establishing a framework for community action in the field of marine environmental policy. *Official Journal of the European Union L*, 164, 19-40.

Direttiva 92/43/CEE del Consiglio Europeo del 21 maggio 1992 "Conservazione degli habitat naturali e seminaturali e della flora e della fauna selvatiche". p. 48.

Duarte, C. M. (1990). Seagrass nutrient content. *Marine Ecology Progress Series*, 201-207.

Duarte, C. M., & Sand-Jensen, K. (1990). Seagrass colonization: patch formation and patch growth in *Cymodocea nodosa*. *Marine Ecology Progress Series*, 193-200.

Duarte, C. M. (1991). Seagrass depth limits. *Aquatic botany*, 40(4), 363-377.

Duarte, C. M. (1992). Nutrient concentration of aquatic plants: patterns across species. *Limnology and Oceanography*, 37(4), 882-889.

Duarte, C. M. (1995). Submerged aquatic vegetation in relation to different nutrient regimes. *Ophelia*, 41(1), 87-112.

Duarte, C. M., Merino, M., Agawin, N. S. R., Uri, J., Fortes, M. D., Gallegos, M. E., Marbà, N., & Hemminga, M. A. (1998). Root production and belowground seagrass biomass. *Marine Ecology Progress Series*, 97-108.

Duarte, C. M., & Chiscano, C. L. (1999). Seagrass biomass and production: a reassessment. *Aquatic botany*, 65(1), 159-174.

Duarte, C. M. (2000). Benthic ecosystems: seagrasses. In *Encyclopedia of Biodiversity*, ed. S.L. Levin. San Diego: Academic Press.

Duarte, C. M., Borum, J., Short, F. T., & Walker, D.I. (2005a). Seagrass ecosystems: their global status and prospects. *Aquatic ecosystems: trends and global prospects*, pp. 281-294. Cambridge University Press.

Duarte, C. M., Middelburg, J. J., & Caraco, N. (2005b). Major role of marine vegetation on the oceanic carbon cycle. *Biogeosciences*, 2(1), 1-8.

- Duarte, C. M., Borum, J., Short, F. T., & Walker, D. (2008). Seagrass ecosystems: their global status and prospects. *Aquatic ecosystems: trends and global prospects*, pp. 281-294. Cambridge University Press.
- Duarte, C. M., Marbà, N., Gacia, E., Fourqurean, J. W., Beggs, J., Barrón, C., & Apostolaki, E. T. (2010). Seagrass community metabolism: Assessing the carbon sink capacity of seagrass meadows. *Global Biogeochemical Cycles*, 24(4).
- Duarte, C. M., Kennedy, H., Marbà, N., & Hendriks, I. (2013a). Assessing the capacity of seagrass meadows for carbon burial: current limitations and future strategies. *Ocean & coastal management*, 83, 32-38.
- Duarte, C. M., Losada, I. J., Hendriks, I. E., Mazarrasa, I., & Marbà, N. (2013b). The role of coastal plant communities for climate change mitigation and adaptation. *Nature Climate Change*, 3(11), 961.
- Enríquez, S. C. M. D., Duarte, C. M., & Sand-Jensen, K. A. J. (1993). Patterns in decomposition rates among photosynthetic organisms: the importance of detritus C: N: P content. *Oecologia*, 94(4), 457-471.
- Fourqurean, J. W., Powell, G. V., Kenworthy, W. J., & Zieman, J. C. (1995). The effects of long-term manipulation of nutrient supply on competition between the seagrasses *Thalassia testudinum* and *Halodule wrightii* in Florida Bay. *Oikos*, 349-358.
- Fourqurean, J. W., Duarte, C. M., Kennedy, H., Marba, N., Holmer, M., Mateo, M. A., Apostolaki, E. T., Kendrick, G. A., Krause-Jensen, D., McGlathery, K. J., & Serrano, O. (2012). Seagrass ecosystems as a globally significant carbon stock. *Nature geoscience*, 5(7), 505.
- Freeman, A. S., Short, F. T., Isnain, I., Razak, F. A., & Coles, R. G. (2008). Seagrass on the edge: Land-use practices threaten coastal seagrass communities in Sabah, Malaysia. *Biological Conservation*, 141(12), 2993-3005.
- Gameson, A. L. H., & Barrett, M. J. (1958). Oxidation, reaeration, and mixing in the Thames estuary. *Oxygen Relationships in Streams. US Department of Commerce, NTIS PB-214*, 898, 63-93.
- Garrett, H. E., & Walker, A. J. (1964). The spectrophotometric determination of silicic acid in dilute solution. *Analyst*, 89(1063), 642-650.

Giordani, S., Perin, G., (1974). L'inquinamento della laguna di Venezia. *Limnology and Oceanography*, 6, 165-212.

Gravitz, N., & Gleye, L. (1975). A photochemical side reaction that interferes with the phenolhypochlorite assay for ammonia. *Limnology and Oceanography*, 20(6), 1015-1017.

Green, E. P., & Short, F. T. (2003). World Atlas of Seagrasses. Prepared by the UNEP World Conservation Monitoring Centre. University of California, Press Berkeley, USA.

Greve, T. M., & Binzer, T. (2004). Which factors regulate seagrass growth and distribution. *European seagrasses: an introduction to monitoring and management*, 19.

Han, Q., Soissons, L. M., Bouma, T. J., van Katwijk, M. M., & Liu, D. (2016). Combined nutrient and macroalgae loads lead to response in seagrass indicator properties. *Marine pollution bulletin*, 106(1), 174-182.

Hauxwell, J., Cebrián, J., Furlong, C., & Valiela, I. (2001). Macroalgal canopies contribute to eelgrass (*Zostera marina*) decline in temperate estuarine ecosystems. *Ecology*, 82(4), 1007-1022.

Hemminga, M. A. (1998). The root/rhizome system of seagrasses: an asset and a burden. *Journal of Sea Research*, 39(3), 183-196.

Hemminga, M. A., & Duarte, C. M. (2000). Seagrass ecology. *Cambridge University Press*.

IPCC (2013). Summary for Policymakers. In: Climate Change 2013: The Physical Science Basis. Contribution of Working Group I to the Fifth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change [Stocker, T.F., D. Qin, G.-K. Plattner, M. Tignor, S.K. Allen, J. Boschung, A. Nauels, Y. Xia, V. Bex and P.M. Midgley (eds.)]. *Cambridge University Press, Cambridge, United Kingdom and New York, NY, USA*.

Jackson, E. L., Rowden, A. A., Attrill, M. J., Bossey, S. J., & Jones, M. B. (2001). The importance of seagrass beds as a habitat for fishery species. *Oceanography and marine biology*, 39, 269-304.

Kalchev, R. K., Beshkova, M. B., Boumbarova, C. S., Tsvetkova, R. L., & Sais, D. (1996). Some allometric and non-allometric relationships between chlorophyll-a and abundance variables of phytoplankton. *Hydrobiologia*, 341(3), 235-245.

- Kennedy, H., Beggins, J., Duarte, C. M., Fourqurean, J. W., Holmer, M., Marbà, N., & Middelburg, J. J. (2010). Seagrass sediments as a global carbon sink: Isotopic constraints. *Global Biogeochemical Cycles*, 24(4).
- Koch, E. W. (1994). Hydrodynamics, diffusion-boundary layers and photosynthesis of the seagrasses *Thalassia testudinum* and *Cymodocea nodosa*. *Marine Biology*, 118(4), 767-776.
- Koch, E. W., Ackerman, J., van Keulen, M., Verduin, J., Larkum, A. W. D., Orth, R. J., & Duarte, C. M. (2006). Seagrasses: Biology, Ecology and Conservation. *Springer-Verlag Heidelberg*.
- Koch, M., Bowes, G., Ross, C., & Zhang, X. H. (2013). Climate change and ocean acidification effects on seagrasses and marine macroalgae. *Global change biology*, 19(1), 103-132.
- Larcher, W. (1995). Physiological plant ecology. *Ecophysiology and Stress Physiology of Functional Groups*, 202-206.
- Larkum, A. W. D., & Den Hartog, C. (1989). Evolution and biogeography of seagrasses. *Biology of seagrasses*. Elsevier, Amsterdam, 112-156.
- Larsson, C. M. (1994). Responses of the nitrate uptake system to external nitrate availability: a whole plant perspective. A whole plants perspective on carbon-nitrogen interactions. *The Hague, The Netherlands: SPB Academic Publishing*, 31-46.
- Liu, C., Muchhal, U. S., Uthappa, M., Kononowicz, A. K., & Raghothama, K. G. (1998). Tomato phosphate transporter genes are differentially regulated in plant tissues by phosphorus. *Plant Physiology*, 116(1), 91-99.
- Lgs, D. (2006). 152/2006. Decreto legislativo, (152).
- Longstaff, B. J., & Dennison, W. C. (1999). Seagrass survival during pulsed turbidity events: the effects of light deprivation on the seagrasses *Halodule pinifolia* and *Halophila ovalis*. *Aquatic Botany*, 65(1), 105-121.
- Lorenzen, C. J. (1967). Determination of chlorophyll and pheo-pigments: spectrophotometric equations. *Limnology and oceanography*, 12(2), 343-346.
- Mach, K., & Mastrandrea, M. (2014). Climate change 2014: impacts, adaptation, and vulnerability (Vol. 1). C. B. Field, & V. R. Barros (Eds.). *Cambridge and New York: Cambridge University Press*.

- Macreadie, P. I., Baird, M. E., Trevathan-Tackett, S. M., Larkum, A. W. D., & Ralph, P. J. (2014). Quantifying and modelling the carbon sequestration capacity of seagrass meadows—a critical assessment. *Marine pollution bulletin*, 83(2), 430–439.
- Mannino, A. M., & Graziano, M. (2016). Differences in the growth cycle of *Ruppia cirrhosa* (Petagna) Grande in a Mediterranean shallow system. *Plant Biosystems—An International Journal Dealing with all Aspects of Plant Biology*, 150(1), 54–61.
- Marín-Guirao, L., Ruiz, J. M., Dattolo, E., Garcia-Munoz, R., & Procaccini, G. (2016). Physiological and molecular evidence of differential short-term heat tolerance in Mediterranean seagrasses. *Scientific reports*, 6.
- Marsh, J. A., Dennison, W. C., & Alberte, R. S. (1986). Effects of temperature on photosynthesis and respiration in eelgrass (*Zostera marina* L.). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 101(3), 257–267.
- Martin, D. F. (1972). Marine chemistry: analytical methods. *Marine chemistry: analytical methods*. New York.
- Maxwell, P. S., Eklöf, J. S., van Katwijk, M. M., O'Brien, K. R., de la Torre-Castro, M., Boström, C., Bouma, T. J., Krause-Jensen, D., Unsworth, R. K. F., van Tussenbroek, B. I., & van der Heide, T. (2017). The fundamental role of ecological feedback mechanisms for the adaptive management of seagrass ecosystems—a review. *Biological Reviews*, 92(3), 1521–1538.
- McConchie, C. A., & Knox, R. B. (1989). Pollination and reproductive biology of seagrasses. *Biology of Seagrasses. A Treatise on the Biology of Seagrasses with Special Reference to the Australian Region*, 74–111.
- McLeod, E., Chmura, G. L., Bouillon, S., Salm, R., Björk, M., Duarte, C. M., Lovelock, C. E., Schlesinger, W. H., & Silliman, B. R. (2011). A blueprint for blue carbon: toward an improved understanding of the role of vegetated coastal habitats in sequestering CO₂. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 9(10), 552–560.
- McMahon, K., Ruiz-Montoya, L., Kendrick, G. A., Krauss, S. L., Waycott, M., Verduin, J., Lowe, R., Statton, J., Brown, E., & Duarte, C. (2014). The movement ecology of seagrasses. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 281(1795), 20140878.

Mohr, F. (1862). Lehrbuch der chemisch-analytischen Titrimethode: Nach eigenen Versuchen und systematisch dargestellt: Für Chemiker, Ärzte und Pharmaceuten, Berg-u. Hüttenmänner, Fabrikanten, Agronomen, Metallurgen, Münzbeamte etc.; Mit angehängten Berechnungstabellen. Vieweg.

Muchhal, U. S., & Raghothama, K. G. (1999). Transcriptional regulation of plant phosphate transporters. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 96(10), 5868-5872.

Murphy, J. A. M. E. S., & Riley, J. P. (1962). A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Analytica chimica acta*, 27, 31-36.

Murray, L. G., Mudge, S. M., Newton, A., & Icely, J. D. (2006). The effect of benthic sediments on dissolved nutrient concentrations and fluxes. *Biogeochemistry*, 81(2), 159-178.

Nejrup, L. B., & Pedersen, M. F. (2008). Effects of salinity and water temperature on the ecological performance of *Zostera marina*. *Aquatic Botany*, 88(3), 239-246.

Nellemann, C., Corcoran, E., Duarte, C. M., Valdés, L., De Young, C., Fonseca, L., & Grimsditch, G. (2009). Blue Carbon: a rapid response assessment. *United Nations Environment Programme, GRID-Arendal*, 80.

Niklas, K. J., & Kutschera, U. (2009). The evolutionary development of plant body plans. *Functional Plant Biology*, 36(8), 682-695.

Olivé, I., Silva, J., Costa, M. M., & Santos, R. (2016). Estimating seagrass community metabolism using benthic chambers: the effect of incubation time. *Estuaries and Coasts*, 39(1), 138-144.

Olsen, J. L., Rouzé, P., Verhelst, B., Lin, Y. C., Bayer, T., Collen, J., Dattolo, E., De Paoli, E., Dittami, S., Maumus, F., Michel, G., Kersting, A., Lauritano, C., Lohaus, R., Töpel, M., Tonon, T., Vanneste, K., Amirebrahimi, M., Brakel, J., Boström, C., Chovatia, M., Grimwood, J., Jenkins, J. W., Jueterbock, A., Mraz, A., Stam, W. T., Tice, H., Bornberg-Bauer, E., Green, P. J., Pearson, G. A., Procaccini, G., Duarte, C. M., Schmutz, J., Reusch, T., & Van de Peer, Y. (2016). The genome of the seagrass *Zostera marina* reveals angiosperm adaptation to the sea. *Nature*, 530(7590), 331-335.

Oram, B. (2011). Total Phosphorus and Phosphate Impact on Surface Waters. *Wilkes University Center for Environmental Quality*

Environmental Engineering and Earth Sciences Phosphates and Water Quality, 1-5.

Orfanidis, S., Panayotidis, P., & Stamatis, N. (2001). Ecological evaluation of transitional and coastal waters: A marine benthic macrophytes-based model. *Mediterranean Marine Science*, 2(2), 45-65.

Orfanidis, S., Panayotidis, P., & Stamatis, N. (2003). An insight to the ecological evaluation index (EEI). *Ecological indicators*, 3(1), 27-33.

Orfanidis, S., Panayotidis, P., & Ugland, K. (2011). Ecological Evaluation Index continuous formula (EEI-c) application: a step forward for functional groups, the formula and reference condition values. *Mediterranean Marine Science*, 12(1), 199-232.

Orth, R. J., Carruthers, T. J., Dennison, W. C., Duarte, C. M., Fourqurean, J. W., Heck, K. L., Hughes, A. R., Kendrick, G. A., Kenworthy, W. J., Olyarnik, S., Short, F. T., Waycott, M., & Williams, S. L. (2006). A global crisis for seagrass ecosystems. *AIBS Bulletin*, 56(12), 987-996.

Osservatorio naturalistico della Laguna del Comune di Venezia, & Guerzoni, S. (2006). Atlante della laguna: Venezia tra terra e mare. *Marsilio*.

Ourry, A., Gordon, A. J., & Macduff, J. H. (1997). Nitrogen uptake and assimilation in roots and root nodules. *Molecular approach to primary metabolism in higher plants*, pp. 237-254. *Taylor and Francis*.

Pasqua, G., Abbate, G., Forni, C., & Acosta, A. T. (2011). Botanica generale e diversità vegetale. *Piccin*.

Pavoni, B., Marcomini, A., Sfriso, A., Donazzolo, R., & Orio, A. A. (1992). Changes in an estuarine ecosystem: the Lagoon of Venice as a case study. *D.A. Dunnette and R.J. O'Brien eds., The Science of Global Change*, Washington, American Chemical Society, pp. 287-305.

Pawlowicz, R. (2013). Key physical variables in the ocean: temperature, salinity, and density. *Nature Education Knowledge*, 4(4), 13.

Perin, G., (1975). I sedimenti della Laguna di Venezia. *Acqua & Aria*, 5, 321-324.

- Pettitt, J. M. (1984). Aspects of flowering and pollination in marine angiosperms. *Oceanography Marine Biology - An Annual Review*, 22, 315-342.
- Pupillo, P., Cervone, F., Cresti, M., & Rascio, N. (2003). *Biologia vegetale*. Zanichelli, Bologna.
- Ralph, P. J., Durako, M. J., Enriquez, S., Collier, C. J., & Doblin, M. A. (2007a). Impact of light limitation on seagrasses. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 350(1), 176-193.
- Ralph, P. J., Tomasko, D., Moore, K., Seddon, S., & Macinnis-Ng, C. M. (2007b). Human impacts on seagrasses: eutrophication, sedimentation, and contamination. In *Seagrass: biology, ecology and conservation*, pp. 567-593. Springer Netherlands.
- Rasheed, M. A. (2004). Recovery and succession in a multi-species tropical seagrass meadow following experimental disturbance: the role of sexual and asexual reproduction. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 310(1), 13-45.
- Redfield, A. C., Ketchum, B. H., Richards, F. A. (1963). The influence of organisms on the composition of seawater. *The sea*, 2, 26-77.
- Repolho, T., Duarte, B., Dionísio, G., Paula, J. R., Lopes, A. R., Rosa, I. C., Grilo, T. F., Caçador, I., Calado, R., & Rosa, R. (2017). Seagrass ecophysiological performance under ocean warming and acidification. *Scientific Reports*, 7, 41443.
- Riley, J. P. (1953). The spectrophotometric determination of ammonia in natural waters with particular reference to seawater. *Analytica Chimica Acta*, 9, 575-589.
- Rismondo, A., Curiel, D., Solazzi, A., Marzocchi, M., Chiozzotto, E., & Scattolin, M. (1995). Sperimentazione di trapianto a fanerogame marine in laguna di Venezia: 1992-1994. *Società Italiana di Ecologia, Atti*, 16, 683-685.
- Rismondo, A., Curiel, D., Scarton, F., Mion, D., Caniglia, G. (2003). A new seagrass map for the Venice lagoon. In: *Ozhan, E. (Ed), Proceedings of the Sixth International Conference on the Mediterranean Coastal Environment, MEDCOAST 03.*, Ravenna, Italy.
- Rodriguez-Prieto C., Ballesteros E., Boisset F., Alfonso-Carrillo J. (2015). Alge e fanerogame del Mediterraneo. *Il Castello editore*, pp. 656.

- Russell, B. D., Connell, S. D., Uthicke, S., Muehllehner, N., Fabricius, K. E., & Hall-Spencer, J. M. (2013). Future seagrass beds: Can increased productivity lead to increased carbon storage?. *Marine Pollution Bulletin*, 73(2), 463-469.
- Sand-Jensen, K., Revsbech, N. P., & Jørgensen, B. B. (1985). Microprofiles of oxygen in epiphyte communities on submerged macrophytes. *Marine Biology*, 89(1), 55-62.
- Sfriso, A., Marcomini, A., Pavoni, B. (1987) Relationship between macroalgal biomass and nutrient concentrations in a hypertrophic area of the Venice lagoon. *Marine Environmental Research*, 22, 297-312.
- Sfriso, A., Pavoni, B., Marcomini, A., Orio, A. A. (1988). Annual variation of nutrients in the lagoon of Venice. *Marine Pollution Bulletin*, 19: 54-60.
- Sfriso, A., Donazzolo, R., Calvo, C., Orio, A. (1990). A Field resuspension of sediments in the Venice lagoon. *Environmental Technology*, 12, 371-379.
- Sfriso, A., Pavoni, B., Marcomini, A. (1994). Cambio nella vegetazione e decremento di produzione macroalgale nella laguna di Venezia. *VI Congresso Nazionale Della Società Italiana di Ecologia*, Venezia, 26-29 SETTEMBRE, pp. 191.
- Sfriso, A. (1995). Temporal and spatial responses of growth of *Ulva rigida* C. Ag. to environmental and tissue concentrations of nutrients in the Lagoon of Venice. *Botanica marina*, 38(1-6), 557-574.
- Sfriso, A., & Marcomini, A. (1996). Decline of *Ulva* growth in the lagoon of Venice. *Bioresource Technology*, 58: 299-307.
- Sfriso, A., & Ghetti, P. F. (1998). Seasonal variation in biomass, morphometric parameters and production of seagrasses in the lagoon of Venice. *Aquatic Botany*, 61(3), 207-223.
- Sfriso, A., Facca, C. & P. F. Ghetti, (2003). Temporal and spatial changes of macroalgae and phytoplankton in shallow coastal areas: the Venice lagoon as a study case. *Marine Environmental Research* 56, 617-636.
- Sfriso, A., Facca, C., & Ceoldo, S. (2004). Growth and production of *Cymodocea nodosa* (Ucria) Ascherson in the Venice lagoon. Scientific Research and Safeguarding of Venice. CoRiLa. Research Programme, 2003, 2002 Results. *Multigraf*, Spinea, Vol II. pp. 229-236.

Sfriso A., Favaretto M., Ceoldo S., Facca C., Marcomini A. (2005). Organic carbon changes in the surface sediments of the Venice lagoon. *Environment International*, 7, 1002-1010

Sfriso, A., & Facca, C. (2007a). Distribution and production of macrophytes and phytoplankton in the lagoon of Venice: comparison of actual and past situation. *Hydrobiologia*, 577, 71-85.

Sfriso, A., Facca, C., & Ghetti, P. F. (2007b). Rapid Quality Index (R-MaQI), based mainly on macrophyte associations, to assess the ecological status of Mediterranean transitional environments. *Chemistry and Ecology*, 23(6), 493-503.

Sfriso, A., Curiel, D., Rismondo, A. (2009a). The Venice Lagoon. In: Cecere, e., Petrocelli, A., Izzo, G., Sfriso, A. (Eds). *Flora and Vegetation of the Italian Transitional Water Systems*. CoRiLa, Multigraf, Spinea, pp. 17-80.

Sfriso, A., Facca, C., & Ghetti, P. F. (2009b). Validation of the Macrophyte Quality Index (MaQI) set up to assess the ecological status of Italian marine transitional environments. *Hydrobiologia*, 617(1), 117-141.

Sfriso, A. (2010). Chlorophyta multicellulari e fanerogame acquatiche. Ambienti di transizione italiani e litorali adiacenti. I Quaderni di ARPA. *ARPA Emilia-Romagna, Bologna, Odoya srl*, pp. 320.

Sfriso, A., Facca, C., Bonometto, A., & Boscolo, R. (2014). Compliance of the macrophyte quality index (MaQI) with the WFD (2000/60/EC) and ecological status assessment in transitional areas: The Venice lagoon as study case. *Ecological Indicators*, 46, 536-547.

Shepard, F. P. (1954). Nomenclature based on sand-silt-clay ratios. *Journal of Sedimentary Research*, 24(3).

Short, F. T., & Short, C. A. (1984). Seagrass Filter: Purification of Estuarine and Coastal Waters. *The Estuary as a Filter*, Academic Press, Orlando FL. 1984, p 395-413, 5 fig, 1 tab, 46 ref.

Short, F. T., Polidoro, B., Livingstone, S. R., Carpenter, K. E., Bandeira, S., Bujang, J. S., Calumpong, H. P., Carruthers, T. J. B., Coles, R. G., Dennison, W. C., Erftemeijer, P. L., Fortes, M. D., Freeman, A. S., Jagtap, T. G., Kamal, A. H. M., Kendrick, G. A., Kenworthy, W. J., La Nafie, Y. A., Nasution, I. M., Orth, R. J., Prathep, A., Sanciangco, J. C., van Tussenbroek, B., Vergana, S. G., Waycott, M., & Zieman, J. C. (2011). Extinction

risk assessment of the world's seagrass species. *Biological Conservation*, 144(7), 1961-1971.

Smith, S. V. (1981). Marine macrophytes as a global carbon sink. *Science*, 838-840.

Solorzano, L. (1969). Determination of ammonia in natural waters by the phenolhypochlorite method. This research was fully supported by US Atomic Energy Commission Contract No. ATS (11-1) GEN 10, PA 20. *Limnology and oceanography*, 14(5), 799-801.

Spivakov, B. Y., Maryutina, T. A., & Muntau, H. (1999). Phosphorus speciation in water and sediments. *Pure and Applied Chemistry*, 71(11), 2161-2176.

Strickland, J. D., & Parsons, T. R. (1984). A practical handbook of seawater analysis. In: *Fisheries Research Board Bulletin (Vol. 167)*. Fisheries Research Board.

Taiz, L., & Zeiger, E. (1991). *Plant Physiology and Development*. Sinauer Associates, Incorporated.

Taylor, W. R. (1928). The marine algae of Florida with special reference to the Dry Tortugas. *Carnegie Institute of Washington Publication*, 379, pls-1.

Terrados, J., Duarte, C. M., Kamp-Nielsen, L., Agawin, N. S. R., Gacia, E., Lacap, D., Fortes, M.D., Borum, J., Lubanski, M., & Greve, T. (1999). Are seagrass growth and survival constrained by the reducing conditions of the sediment?. *Aquatic Botany*, 65(1), 175-197.

Terrados, J., & Borum, J. (2004). Why are seagrasses important? Goods and services provided by seagrass meadows. *European seagrasses: an introduction to monitoring and management*, 8-10.

Tol, S. J., Jarvis, J. C., York, P. H., Grech, A., Congdon, B. C., & Coles, R. G. (2017). Long distance biotic dispersal of tropical seagrass seeds by marine mega-herbivores. *Scientific Reports*, 7.

Touchette, B. W., & Burkholder, J. M. (2000). Review of nitrogen and phosphorus metabolism in seagrasses. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 250(1), 133-167.

Tréguer, P., & Jacques, G. (1992). Review Dynamics of nutrients and phytoplankton, and fluxes of carbon, nitrogen and silicon in the Antarctic Ocean. *Weddell Sea Ecology*, pp. 149-162. Springer, Berlin, Heidelberg.

- Unsworth, R. K., Collier, C. J., Henderson, G. M., & McKenzie, L. J. (2012). Tropical seagrass meadows modify seawater carbon chemistry: implications for coral reefs impacted by ocean acidification. *Environmental Research Letters*, 7(2), 024026.
- Vonk, J. A., Middelburg, J. J., Stapel, J., & Bouma, T. J. (2008). Dissolved organic nitrogen uptake by seagrasses. *Limnology and Oceanography*, 53(2), 542-548.
- Wallace, W. J. (1974). The development of the chlorinity/salinity concept in oceanography (Vol. 7). *Elsevier*.
- Waycott, M., Duarte, C. M., Carruthers, T. J., Orth, R. J., Dennison, W. C., Olyarnik, S., Calladine, A., Fourqurean, J. W., Heck, Jr., K. L., Hughes, A. R., Kendrick, G. A., Kenworthy, W. J., Short, F. T., & Williams, S. L. (2009). Accelerating loss of seagrasses across the globe threatens coastal ecosystems. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 106(30), 12377-12381.
- Winkler, L. W. (1888). The determination of dissolved oxygen in water.
- Wisniewski, T. F. (1958). Algae and their effects on dissolved oxygen and biochemical oxygen demand. Oxygen Relationships in Streams. *US Public Health Service*, 157-176.
- Wood, E. D., Armstrong, F. A. J., & Richards, F. A. (1967). Determination of nitrate in sea water by cadmium-copper reduction to nitrite. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 47(1), 23-31.
- Zirino, A., Elwany, H., Facca, C., Neira, C., & Mendoza, G. (2016). Nitrogen to phosphorus ratio in the Venice (Italy) Lagoon (2001-2010) and its relation to macroalgae. *Marine Chemistry*, 180, 33-41.
- Zucchetto, G., (1983) Canali e rii di Venezia. Stato attuale dell'inquinamento. *Ateneo Veneto*, 21 (2), 45-91.

APPENDICE 1: COORDINATE DELLE 35 STAZIONI

Tabella 3: Coordinate delle 35 stazioni del progetto LIFE SeResto.

Numero stazione	Nome stazione	Anno trapianto	Coordinate Gauss Boaga fuso EST datum Monte Mario		Coordinate geografiche	
			Nord	Est	Latitudine	Longitudine
1	Palude della Rosa	I anno (2014)	5042793	23197021	45° 30' 35.2" N	12° 26' 08.7" E
2	La Cura	I anno (2014)	5042134	2320243	45° 30' 14.4" N	12° 26' 34.6" E
3	San Ariano Sud	I anno (2014)	5041546	2320062	45° 29' 55.2" N	12° 26' 27.1" E
4	Santa Cristina Nord	I anno (2014)	5043181	2321208	45° 30' 49.3" N	12° 27' 17.5" E
5	Valle Ca' da Riva	I anno (2014)	5045480	2320695	45° 32' 03.2" N	12° 26' 50.5" E
6	Valle Ca' Zane	I anno (2014)	5046237	2321867	45° 32' 28.9" N	12° 27' 43.4" E
7	Valle Lanzoni Sud	I anno (2014)	5047277	2323381	45° 33' 04.1" N	12° 28' 51.6" E
8	Valle Lanzoni Nord	I anno (2014)	5048405	2324931	45° 33' 42.2" N	12° 30' 01.4" E
9	Can. San Felice Nord	I anno (2014)	5045158	2323453	45° 31' 55.6" N	12° 28' 58.0" E
10	Vecchia Staz. Ca' Zane	I anno (2014)	5044997	2323776	45° 31' 50.7" N	12° 29' 13.1" E
11	Can. San Felice Est	I anno (2014)	5042989	2322888	45° 30' 44.8" N	12° 28' 35.1" E
12	Can. San Lorenzo Sud	I anno (2014)	5039990	2320427	45° 29' 05.2" N	12° 26' 46.2" E
13	Can. San Lorenzo Nord	I anno (2014)	5041606	2321380	45° 29' 58.5" N	12° 27' 27.7" E
14	Palude del Tralo	I anno (2014)	5040200	2322563	45° 29' 14.2" N	12° 28' 24.2" E
15	Lio Piccolo	I anno (2014)	5041610	2323313	45° 30' 00.6" N	12° 28' 56.7" E
16	Can. del Colpo	I anno (2014)	5042147	2326319	45° 30' 21.0" N	12° 31' 14.3" E
17	Palude Maggiore	I anno (2014)	5045533	2327496	45° 32' 11.8" N	12° 32' 03.7" E
18	Gaggian	II anno (2015)	5039978	2320888	45° 29' 05.0" N	12° 27' 07.4" E
19	Scannello Sud	II anno (2015)	5040300	2320072	45° 29' 14.6" N	12° 26' 29.4" E
20	Scannello	II anno (2015)	5040800	2320077	45° 29' 30.8" N	12° 26' 28.9" E
21	Palizzata	II anno (2015)	5040018	2320053	45° 29' 05.5" N	12° 26' 28.9" E
22	Centrega Sud	II anno (2015)	5039725	2320328	45° 28' 56.2" N	12° 26' 42.0" E
23	Centrega Centrale	II anno (2015)	5041054	2320473	45° 29' 39.4" N	12° 26' 46.7" E
24	Centrega Est	II anno (2015)	5041233	2321171	45° 29' 45.9" N	12° 27' 18.6" E
25	Palude del Tralo Ovest	II anno (2015)	5040583	2321780	45° 29' 25.5" N	12° 27' 47.5" E
26	Motta di San Lorenzo	II anno (2015)	5041938	2321693	45° 30' 09.3" N	12° 27' 41.6" E
27	Santa Cristina Nord	II anno (2015)	5043309	2320694	45° 30' 52.7" N	12° 26' 53.6" E
28	San Felice Ovest	II anno (2015)	5043125	2322354	45° 30' 48.4" N	12° 28' 10.3" E
29	Canale Trelera	II anno (2015)	5043559	2322177	45° 31' 02.3" N	12° 28' 01.5" E
30	Canale Cenesa Ovest	II anno (2015)	5044758	2322851	45° 31' 41.8" N	12° 28' 30.8" E
31	Canale dell'Ancora	II anno (2015)	5044243	2323758	45° 31' 26.0" N	12° 29' 13.3" E
32	Canale Ballotti	II anno (2015)	5044886	2324086	45° 31' 47.1" N	12° 29' 27.5" E
33	Canale Cenesa Est	II anno (2015)	5045708	2324302	45° 32' 14.0" N	12° 29' 36.2" E
34	Canale Siletto	II anno (2015)	5047768	2323861	45° 33' 20.2" N	12° 29' 13.0" E
35	Canale della Civola	II anno (2015)	5042721	2326561	45° 30' 39.6" N	12° 31' 24.6" E

APPENDICE 2: RISULTATI PRODUZIONE PRIMARIA NETTA E UPTAKE DI NUTRIENTI

Tabella 4: Risultati NPP di luglio di *Zostera marina*.

		Biomassa umida	NPP (mmoli/m ² *h)	NPP/CR (mmoli/(m ² *h*gr))	Media	DS	
<i>Zostera marina</i>	A	54.8	24.4	0.45	0.53	0.08	06/07/2017
	B	46.0	28.2	0.61			
	C	50.8	26.9	0.53			

Tabella 5: Risultati di NPP e uptake di nutrienti di *Z. marina* e *Z. noltei* nel mese di agosto.

		Biomassa umida	NPP (mmoli/m ² *h)	NPP/CR (mmoli/(m ² *h*gr))	Uptake (µM)				Uptake/Biomassa (µM/gr)					
					P-PO4	NO2	NO3	NH4	P-PO4	NO2	NO3	NH4		
		(g)												
<i>Zostera marina</i>	A	42.8	5.19	0.12	0.26	0.01	0.52	1.16	0.01	0.0003	0.01	0.03	06/08/2017	
	B	17.9	2.10	0.12	0.29	0.06	0.38	0.57	0.02	0.0031	0.02	0.03		
	C	52.6	4.50	0.09	0.27	0.04	0.60	0.94	0.005	0.0008	0.01	0.02		
<i>Zostera noltei</i>	A	34.9	38.9	1.117	0.05	0.13	0.14	2.14	0.002	0.0037	0.004	0.06		
	B	35.7	19.1	0.534	0.22	0.05	0.04	0.73	0.01	0.0013	0.002	0.02		
	C	31.9	15.2	0.477	0.18	0.05	0.90	0.77	0.01	0.0017	0.03	0.02		

		NPP/CR (mmoli/(m ² *h*gr))	Uptake/h*gr (nM)				
			P-PO4	NO2	NO3	NH4	
<i>Zostera marina</i>	A	0.12	4.00	0.213	8.09	18.0	06/08/2017
	B	0.12	10.9	2.041	14.3	21.3	
	C	0.09	7.44	0.520	7.64	11.9	
<i>Zostera noltei</i>	A	1.12	1.03	2.482	2.64	40.8	
	B	0.53	4.14	0.892	1.40	13.7	
	C	0.48	3.85	1.141	18.7	16.1	

		P-PO4	NO3	NH4
<i>Zostera marina</i>	media	0.11	7.44	0.92
	DS	0.02	4.90	0.98
<i>Zostera noltei</i>	media	0.71	3.01	1.51
	DS	0.35	1.72	0.86

**APPENDICE 3: RISULTATI PARAMETRI AMBIENTALI TRIMENTRALI E DELLE
35 STAZIONI E RISULTATI SULLE COPERTURE**

Tabella 6: Risultati dei parametri trimestrali delle 8 stazioni nel periodo 2014-2017.

Progetto	data	Mese	Anno	Nome stazione	Stazione	Salinità	DIN (μM)	RP (μM)	SI (μM)	TSS (mg/l)	Chl tot ($\mu\text{g/l}$)
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Palude della Rosa	1	22.07	24.87	0.40	16.16	6.60	1.72
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Valle Ca'da Riva	5	18.32	13.94	0.13	6.19	7.00	1.27
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Valle Lanzoni Nord	8	25.14	4.79	0.11	4.17	9.80	2.02
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	31.15	7.57	0.24	11.88	8.60	0.82
SeResto	08/04/2014	Aprile	2014	Can. San Lorenzo sud	12	32.91	16.28	0.15	14.58	9.35	0.15
SeResto	08/04/2014	Aprile	2014	Lio Piccolo	15	23.34	10.70	0.33	11.35	14.70	1.12
SeResto	08/04/2014	Aprile	2014	Can. Del Colpo	16	28.76	7.90	0.23	8.42	9.80	0.22
SeResto	08/04/2014	Aprile	2014	Palude Maggiore	17	29.39	4.92	0.25	6.16	7.50	1.57
SeResto	26/06/2014	Giugno	2014	Palude della Rosa	1	27.25	18.03	0.12	26.70	14.35	0.60
SeResto	26/06/2014	Giugno	2014	Valle Ca'da Riva	5	28.19	9.66	0.11	17.00	16.50	0.37
SeResto	26/06/2014	Giugno	2014	Valle Lanzoni Nord	8	33.43	10.05	0.09	18.18	14.80	0.30
SeResto	26/06/2014	Giugno	2014	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	31.63	3.11	0.08	21.45	26.85	0.52
SeResto	26/06/2014	Giugno	2014	Can. San Lorenzo sud	12	31.46	11.50	0.04	13.13	19.15	0.15
SeResto	26/06/2014	Giugno	2014	Lio Piccolo	15	27.51	7.13	0.13	16.16	14.30	0.30
SeResto	26/06/2014	Giugno	2014	Can. Del Colpo	16	28.71	1.69	0.07	12.96	11.50	0.15
SeResto	26/06/2014	Giugno	2014	Palude Maggiore	17	31.71	4.69	0.04	6.30	14.20	0.15
SeResto	29/09/2014	Settembre	2014	Palude della Rosa	1	26.01	21.54	0.08	12.07	19.40	0.67
SeResto	29/09/2014	Settembre	2014	Valle Ca'da Riva	5	25.28	40.28	0.50	12.32	19.50	0.52
SeResto	29/09/2014	Settembre	2014	Valle Lanzoni Nord	8	32.28	34.37	0.15	3.37	14.50	0.30
SeResto	29/09/2014	Settembre	2014	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	35.11	5.35	0.23	8.72	15.45	0.52
SeResto	29/09/2014	Settembre	2014	Can. San Lorenzo sud	12	36.17	14.59	0.20	9.33	17.30	0.82
SeResto	29/09/2014	Settembre	2014	Lio Piccolo	15	37.22	9.03	0.27	10.61	16.65	0.52
SeResto	29/09/2014	Settembre	2014	Can. Del Colpo	16	38.41	4.38	0.27	11.41	6.40	0.37
SeResto	29/09/2014	Settembre	2014	Palude Maggiore	17	32.37	4.35	0.37	8.28	10.35	0.37
SeResto	17/12/2014	Dicembre	2014	Palude della Rosa	1	19.65	40.70	0.19	21.92	8.25	1.05
SeResto	17/12/2014	Dicembre	2014	Valle Ca'da Riva	5	22.51	22.10	0.12	8.59	7.55	1.35
SeResto	17/12/2014	Dicembre	2014	Valle Lanzoni Nord	8	23.15	10.46	0.08	1.31	6.80	1.94
SeResto	17/12/2014	Dicembre	2014	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	24.08	7.20	0.14	12.07	15.10	0.60
SeResto	17/12/2014	Dicembre	2014	Can. San Lorenzo sud	12	25.85	15.53	0.12	5.00	5.45	0.67
SeResto	17/12/2014	Dicembre	2014	Lio Piccolo	15	25.89	20.85	0.18	10.71	6.00	1.27
SeResto	17/12/2014	Dicembre	2014	Can. Del Colpo	16	23.63	16.32	0.20	6.05	7.60	1.12
SeResto	17/12/2014	Dicembre	2014	Palude Maggiore	17	26.09	8.39	0.07	7.58	5.85	1.42
SeResto	20/03/2015	Marzo	2015	Palude della Rosa	1	27.1	4.21	0.32	2.36	9.20	2.92
SeResto	20/03/2015	Marzo	2015	Valle Ca'da Riva	5	19.5	32.1	0.28	16.3	22.5	3.40
SeResto	20/03/2015	Marzo	2015	Valle Lanzoni Nord	8	29.8	2.25	0.22	1.45	1.10	1.46
SeResto	20/03/2015	Marzo	2015	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	31.6	4.85	0.27	5.45	4.90	2.43
SeResto	20/03/2015	Marzo	2015	Can. San Lorenzo sud	12	30.9	13.4	0.27	4.71	1.40	1.46

SeResto	20/03/2015	Marzo	2015	Lio Piccolo	15	32.2	5.57	0.38	3.33	2.80	0.97
SeResto	20/03/2015	Marzo	2015	Can. Del Colpo	16	32.4	2.63	0.40	6.62	2.40	1.46
SeResto	20/03/2015	Marzo	2015	Palude Maggiore	17	29.7	1.35	0.23	2.78	1.40	1.46
SeResto	10/06/2015	Giugno	2015	Palude della Rosa	1	23.8	2.37	0.17	19.8	33.2	7.29
SeResto	10/06/2015	Giugno	2015	Valle Ca'da Riva	5	24.8	10.9	0.26	15.6	22.7	7.29
SeResto	10/06/2015	Giugno	2015	Valle Lanzoni Nord	8	29.5	1.53	0.11	14.7	13.3	1.46
SeResto	10/06/2015	Giugno	2015	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	25.6	1.21	0.09	17.2	14.7	0.97
SeResto	10/06/2015	Giugno	2015	Can. San Lorenzo sud	12	29.7	1.91	0.19	54.6	5.70	0.97
SeResto	10/06/2015	Giugno	2015	Lio Piccolo	15	34.5	1.95	0.34	30.1	9.35	0.97
SeResto	10/06/2015	Giugno	2015	Can. Del Colpo	16	32.5	1.40	0.10	6.41	23.2	1.46
SeResto	10/06/2015	Giugno	2015	Palude Maggiore	17	25.8	0.98	0.10	13.1	9.10	1.46
SeResto	25/09/2015	Settembre	2015	Palude della Rosa	1	32.5	14.9	0.17	33.8	12.7	4.60
SeResto	25/09/2015	Settembre	2015	Valle Ca'da Riva	5	28.5	16.8	0.21	21.1	13.3	3.92
SeResto	25/09/2015	Settembre	2015	Valle Lanzoni Nord	8	37.5	6.33	0.06	10.4	3.60	1.91
SeResto	25/09/2015	Settembre	2015	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	39.3	4.91	0.43	10.5	22.2	3.03
SeResto	25/09/2015	Settembre	2015	Can. San Lorenzo sud	12	40.7	5.52	0.11	6.67	8.65	2.02
SeResto	25/09/2015	Settembre	2015	Lio Piccolo	15	35.0	4.38	0.10	10.4	7.80	1.79
SeResto	25/09/2015	Settembre	2015	Can. Del Colpo	16	28.2	3.91	0.09	10.7	19.0	3.36
SeResto	25/09/2015	Settembre	2015	Palude Maggiore	17	31.7	3.00	0.29	8.79	3.45	2.58
SeResto	14/12/2015	Dicembre	2015	Palude della Rosa	1	32.39	11.85	0.15	17.78	6.60	4.19
SeResto	14/12/2015	Dicembre	2015	Valle Ca'da Riva	5	36.10	14.44	0.17	21.11	7.60	2.99
SeResto	14/12/2015	Dicembre	2015	Valle Lanzoni Nord	8	31.96	2.74	0.10	4.24	2.00	0.97
SeResto	14/12/2015	Dicembre	2015	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	33.06	4.14	0.09	7.47	6.00	3.44
SeResto	14/12/2015	Dicembre	2015	Can. San Lorenzo sud	12	35.36	4.11	0.17	5.82	2.60	0.90
SeResto	14/12/2015	Dicembre	2015	Lio Piccolo	15	30.85	3.99	0.17	13.06	4.20	1.57
SeResto	14/12/2015	Dicembre	2015	Can. Del Colpo	16	30.30	4.36	0.15	13.03	10.40	0.90
SeResto	14/12/2015	Dicembre	2015	Palude Maggiore	17	31.77	1.21	0.21	4.85	11.00	0.82
SeResto	04/04/2016	Aprile	2016	Palude della Rosa	1	27.36	3.82	0.07	1.99	33.20	2.14
SeResto	04/04/2016	Aprile	2016	Valle Ca'da Riva	5	26.54	6.93	0.07	2.26	38.40	3.50
SeResto	04/04/2016	Aprile	2016	Valle Lanzoni Nord	8	29.24	3.67	0.19	1.14	3.00	2.14
SeResto	04/04/2016	Aprile	2016	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	35.35	9.89	0.09	1.92	8.80	1.17
SeResto	04/04/2016	Aprile	2016	Can. San Lorenzo sud	12	28.25	5.79	0.07	1.55	11.80	2.24
SeResto	04/04/2016	Aprile	2016	Lio Piccolo	15	34.45	5.35	0.11	3.00	8.40	1.94
SeResto	04/04/2016	Aprile	2016	Can. Del Colpo	16	30.32	3.43	0.10	3.27	6.40	1.36
SeResto	04/04/2016	Aprile	2016	Palude Maggiore	17	30.95	1.88	0.06	1.82	17.60	1.26
SeResto	01/07/2016	Giugno	2016	Palude della Rosa	1	27.26	16.86	0.21	21.82	7.20	2.33
SeResto	01/07/2016	Giugno	2016	Valle Ca'da Riva	5	23.13	9.41	0.34	36.53	23.60	3.11
SeResto	29/06/2016	Giugno	2016	Valle Lanzoni Nord	8	26.54	4.64	0.13	41.51	7.80	3.89
SeResto	01/07/2016	Giugno	2016	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	31.76	3.84	0.10	18.21	6.80	0.68
SeResto	29/06/2016	Giugno	2016	Can. San Lorenzo sud	12	27.98	3.60	0.07	23.33	9.40	4.76
SeResto	29/06/2016	Giugno	2016	Lio Piccolo	15	28.61	6.50	0.06	23.28	11.20	2.53
SeResto	29/06/2016	Giugno	2016	Can. Del Colpo	16	27.26	2.53	0.05	32.86	8.00	1.75
SeResto	28/06/2016	Giugno	2016	Palude Maggiore	17	30.68	4.2	0.08	35.62	13.60	2.72
SeResto	05/10/2016	Ottobre	2016	Palude della Rosa	1	24.23	47.13	0.08	18.69	10.00	0.39

SeResto	05/10/2016	Ottobre	2016	Valle Ca'da Riva	5	22.48	17.50	0.19	22.05	19.80	1.17
SeResto	05/10/2016	Ottobre	2016	Valle Lanzoni Nord	8	32.42	2.21	0.25	2.07	3.00	0.58
SeResto	05/10/2016	Ottobre	2016	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	28.00	5.29	0.06	11.21	8.40	0.29
SeResto	05/10/2016	Ottobre	2016	Can. San Lorenzo sud	12	34.62	4.23	0.06	6.31	9.00	0.29
SeResto	05/10/2016	Ottobre	2016	Lio Piccolo	15	34.90	3.64	0.08	5.91	8.20	0.87
SeResto	05/10/2016	Ottobre	2016	Can. Del Colpo	16	30.48	2.48	0.05	5.71	8.80	0.29
SeResto	05/10/2016	Ottobre	2016	Palude Maggiore	17	30.67	4.87	0.05	5.96	15.00	0.68
SeResto	19/12/2016	Dicembre	2016	Palude della Rosa	1	21.30	20.38	0.11	20.51	10.00	2.43
SeResto	19/12/2016	Dicembre	2016	Valle Ca'da Riva	5	23.28	25.91	0.14	36.80	8.60	0.36
SeResto	19/12/2016	Dicembre	2016	Valle Lanzoni Nord	8	29.50	2.82	0.06	3.77	4.80	0.24
SeResto	19/12/2016	Dicembre	2016	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	34.81	10.56	0.06	14.24	8.80	0.61
SeResto	19/12/2016	Dicembre	2016	Can. San Lorenzo sud	12	33.55	14.91	0.07	4.80	7.20	0.24
SeResto	19/12/2016	Dicembre	2016	Lio Piccolo	15	26.97	4.93	0.26	5.96	6.40	0.36
SeResto	19/12/2016	Dicembre	2016	Can. Del Colpo	16	26.52	8.87	0.04	4.29	6.00	0.24
SeResto	19/12/2016	Dicembre	2016	Palude Maggiore	17	27.78	2.80	0.11	3.74	12.40	0.24
SeResto	30/03/2017	Marzo	2017	Palude della Rosa	1	23.48	22.19	0.31	28.58	6.20	2.09
SeResto	30/03/2017	Marzo	2017	Valle Ca'da Riva	5	21.67	1.17	0.06	6.26	20.40	2.72
SeResto	30/03/2017	Marzo	2017	Valle Lanzoni Nord	8	29.63	1.02	0.07	4.81	3.60	3.77
SeResto	30/03/2017	Marzo	2017	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	23.83	2.24	0.12	8.82	55.80	1.67
SeResto	30/03/2017	Marzo	2017	Can. San Lorenzo sud	12	30.32	3.29	0.06	8.89	10.80	3.35
SeResto	30/03/2017	Marzo	2017	Lio Piccolo	15	30.84	1.17	0.11	20.47	8.60	1.78
SeResto	30/03/2017	Marzo	2017	Can. Del Colpo	16	30.41	1.52	0.03	11.32	22.60	2.72
SeResto	30/03/2017	Marzo	2017	Palude Maggiore	17	27.55	0.91	0.04	7.54	43.80	2.51
SeResto	04/07/2017	Giugno	2017	Palude della Rosa	1	46.65	9.56	0.12	22.05	31.40	13.08
SeResto	04/07/2017	Giugno	2017	Valle Ca'da Riva	5	21.52	23.00	0.16	65.99	17.80	18.32
SeResto	04/07/2017	Giugno	2017	Valle Lanzoni Nord	8	48.74	2.92	0.19	79.02	36.00	8.90
SeResto	04/07/2017	Giugno	2017	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	48.74	9.33	0.17	63.76	25.60	12.04
SeResto	04/07/2017	Giugno	2017	Can. San Lorenzo sud	12	41.18	10.74	0.12	17.17	21.80	2.62
SeResto	04/07/2017	Giugno	2017	Lio Piccolo	15	49.11	1.96	0.14	26.70	35.40	6.80
SeResto	04/07/2017	Giugno	2017	Can. Del Colpo	16	48.47	2.82	0.22	54.78	36.00	12.04
SeResto	04/07/2017	Giugno	2017	Palude Maggiore	17	49.29	0.99	0.15	46.59	84.00	7.85

Tabella 7: Risultati parametri ambientali nelle 35 stazioni nel 2014, 2015 e 2017.

Progetto	data	Mese	Anno	Nome stazione	Stazione	GBE Longitudine	GBE Latitudine	Salinità	DIN (µM)	RP (µM)	SI (µM)	TSS (mg/l)	Chl tot (µg/l)
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Palude della Rosa	1	2319702	5042794	22.1	24.9	0.4	16.2	6.60	1.72
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	La Cura	2	2320244	5042134	23.6	23.1	0.3	18.5	6.90	0.75
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	San Ariano Sud	3	2320062	5041547	21.4	20.1	0.2	16.5	7.25	1.20
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Santa Cristina Nord	4	2321209	5043182	27.2	8.1	0.1	11.3	6.40	0.82
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Valle Ca'da Riva	5	2320696	5045481	18.3	13.9	0.1	6.2	7.00	1.27
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Valle Ca' Zane	6	2321868	5046237	23.8	5.3	0.3	9.2	21.67	4.56
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Valle Lanzoni Sud	7	2323381	5047277	24.6	5.6	0.2	5.9	10.70	4.49
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Valle Lanzoni Nord	8	2324931	5048405	25.1	4.8	0.1	4.2	9.80	2.02
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Can. San Felice Nord	9	2323453	5045159	21.5	9.9	0.2	7.7	8.45	1.64
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	2323776	5044997	31.2	7.6	0.2	11.9	8.60	0.82
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Can. San Felice Est	11	2322888	5042989	25.7	6.6	0.2	16.4	13.40	0.75
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Can. San Lorenzo sud	12	2320428	5039991	32.9	16.3	0.2	14.6	9.35	0.15
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Can. San Lorenzo Nord	13	2321380	5041607	31.7	13.4	0.3	17.2	8.50	0.37
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Palude del Tralo	14	2322564	5040201	27.0	23.5	0.2	10.1	9.90	1.05
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Lio Piccolo	15	2323314	5041611	23.3	10.7	0.3	11.3	14.70	1.12
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Can. Del Colpo	16	2326320	5042147	28.8	7.9	0.2	8.4	9.80	0.22
SeResto	07/04/2014	Aprile	2014	Palude Maggiore	17	2327497	5045534	29.4	4.9	0.3	6.2	7.50	1.57
SeResto	28/05/2015	Maggio	2015	Gaggia	18	2320889	5039978	25.6	3.1	0.13	5.56	20.6	0.81
SeResto	25/05/2015	Maggio	2015	Scannello Sud	19	2320073	5040301	27.7	5.7	0.21	5.45	17.9	1.08
SeResto	25/05/2015	Maggio	2015	Scannello	20	2320078	5040801	19.0	8.2	0.26	13.1	42.6	1.08
SeResto	25/05/2015	Maggio	2015	Palizzata	21	2320054	5040019	28.8	11.3	0.12	2.29	16.2	1.26
SeResto	25/05/2015	Maggio	2015	Centrega Sud	22	2320328	5039725	22.9	4.2	0.42	10.1	15.0	2.06
SeResto	25/05/2015	Maggio	2015	Centrega centrale	23	2320473	5041055	32.5	9.0	0.48	8.82	18.8	1.79
SeResto	25/05/2015	Maggio	2015	Centrega Est	24	2321171	5041233	28.5	11.6	0.32	5.49	21.9	2.60
SeResto	28/05/2015	Maggio	2015	Palude del Tralo ovest	25	2321780	5040583	34.5	7.3	0.03	9.29	21.8	0.81
SeResto	28/05/2015	Maggio	2015	Motta di San Lorenzo	26	2321693	5041939	31.9	5.1	0.02	8.69	28.2	3.86
SeResto	28/05/2015	Maggio	2015	Santa Cristina Nord	27	2320695	5043310	28.4	8.6	0.09	12.5	24.2	2.42
SeResto	28/05/2015	Maggio	2015	San Felice Ovest	28	2322354	5043126	25.2	4.6	0.05	6.62	27.3	1.88
SeResto	28/05/2015	Maggio	2015	Canale Trelera	29	2322178	5043559	33.3	7.9	0.04	6.57	31.9	2.69
SeResto	03/06/2015	Maggio	2015	Canale Cenesa Ovest	30	2322852	5044758	28.7	1.9	0.02	7.68	21.7	1.53
SeResto	03/06/2015	Maggio	2015	Canale dell'Ancora	31	2323759	5044243	32.1	3.0	0.33	12.6	30.2	1.53
SeResto	03/06/2015	Maggio	2015	Canale Ballotti	32	2324086	5044886	33.0	3.2	0.32	6.36	23.9	1.35
SeResto	03/06/2015	Maggio	2015	Canale Cenesa Est	33	2324302	5045708	24.6	1.44	0.23	3.43	19.8	1.97
SeResto	03/06/2015	Maggio	2015	Canale Siletto	34	2323861	5047769	21.5	1.94	0.40	3.43	32.0	3.68
SeResto	03/06/2015	Maggio	2015	Canale della Civola	35	2326561	5042721	29.5	1.28	0.13	8.48	28.5	0.72
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Palude della Rosa	1	2319702	5042794	30.3	9.6	0.11	10.7	19.2	1.05
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	La Cura	2	2320244	5042134	23.2	10.1	0.10	9.5	25.2	2.30
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	San Ariano Sud	3	2320062	5041547	33.7	12.1	0.11	22.8	18.2	2.51
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Santa Cristina Nord	4	2321209	5043182	28.6	8.3	0.09	9.8	64.0	1.88
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Valle Ca'da Riva	5	2320696	5045481	27.3	23.0	1.01	24.3	39.2	1.05
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Valle Ca' Zane	6	2321868	5046237	28.3	14.1	0.86	21.7	103.6	1.43

SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Valle Lanzoni Sud	7	2323381	5047277	33.2	8.5	0.14	6.3	33.2	2.30
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Valle Lanzoni Nord	8	2324931	5048405	38.5	2.92	0.31	7.6	22.6	2.30
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Can. San Felice Nord	9	2323453	5045159	36.7	6.43	0.34	10.2	9.4	2.09
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	2323776	5044997	30.6	9.33	0.38	16.9	28.8	2.51
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Can. San Felice Est	11	2322888	5042989	27.1	12.41	0.32	15.1	31.2	0.94
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Can. San Lorenzo sud	12	2320428	5039991	35.9	10.74	0.33	8.7	11.0	1.88
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Can. San Lorenzo Nord	13	2321380	5041607	36.0	11.23	0.25	10.0	16.2	1.88
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Palude del Tralo	14	2322564	5040201	32.9	5.83	0.12	9.7	13.4	1.67
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Lio Piccolo	15	2323314	5041611	22.6	1.96	0.11	5.0	15.8	1.67
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Can. Del Colpo	16	2326320	5042147	25.7	2.82	0.37	7.6	30.6	2.51
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Palude Maggiore	17	2327497	5045534	25.2	0.99	0.09	8.5	77.2	1.36
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Gaggia	18	2320889	5039978	35.4	9.04	0.08	6.43	7.6	1.78
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Scannello Sud	19	2320073	5040301	31.1	7.45	0.06	8.11	36.0	1.05
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Scannello	20	2320078	5040801	31.5	6.03	0.08	9.4	32.2	1.67
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Palizzata	21	2320054	5040019	36.1	8.35	0.07	5.66	19.2	2.51
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Centrega Sud	22	2320328	5039725	36.3	12.46	0.09	9.4	26.0	1.67
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Centrega centrale	23	2320473	5041055	36.5	10.85	0.18	6.50	40.0	1.57
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Centrega Est	24	2321171	5041233	35.2	11.34	0.23	9.83	65.2	1.57
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Palude del Tralo ovest	25	2321780	5040583	27.7	9.67	0.11	4.61	110.4	2.09
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Motta di San Lorenzo	26	2321693	5041939	36.6	11.58	0.09	5.79	70.6	1.78
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Santa Cristina Nord	27	2320695	5043310	34.6	16.39	0.08	6.4	30.8	1.47
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	San Felice Ovest	28	2322354	5043126	37.5	9.56	0.09	5.39	21.0	1.88
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Canale Trelera	29	2322178	5043559	37.1	5.35	0.23	12.59	16.0	3.98
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Canale Cenesa Ovest	30	2322852	5044758	37.6	6.52	0.84	5.61	46.4	2.62
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Canale dell'Ancora	31	2323759	5044243	28.9	12.49	0.40	19.5	33.6	1.67
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Canale Ballotti	32	2324086	5044886	29.0	6.76	0.52	10.37	106.6	6.38
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Canale Cenesa Est	33	2324302	5045708	29.1	4.88	0.52	9.09	21.2	1.78
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Canale Siletto	34	2323861	5047769	28.9	1.82	0.37	5.72	37.6	0.94
SeResto	16/05/2017	Giugno	2017	Canale della Civola	35	2326561	5042721	23.7	3.99	0.42	7.00	19.6	2.20

Tabella 8: Valori di granulometria, Fosforo totale, inorganico ed organico nel sedimento delle 35 stazioni.

mese	anno	Nome stazione	stazione	GBE Longitudine	GBE Latitudine	< 63 μm (%)	TP ($\mu\text{g/g}$)	IP ($\mu\text{g/g}$)	OP ($\mu\text{g/g}$)
maggio	2014	Palude della Rosa	1	2319702	5042794	95.1	373	265	108
maggio	2014	La Cura	2	2320244	5042134	87.7	355	251	104
maggio	2014	San Ariano Sud	3	2320062	5041547	52.8	253	242	10.9
maggio	2014	Santa Cristina Nord	4	2321209	5043182	51.4	384	280	104
maggio	2014	Valle Ca'da Riva	5	2320696	5045481	72.2	486	272	214
maggio	2014	Valle Ca' Zane	6	2321868	5046237	56.6	494	229	265
maggio	2014	Valle Lanzoni Sud	7	2323381	5047277	86.5	491	248	243
maggio	2014	Valle Lanzoni Nord	8	2324931	5048405	72.9	297	210	87.0
maggio	2014	Can. San Felice Nord	9	2323453	5045159	87.8	321	216	105
maggio	2014	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	2323776	5044997	70.7	284	246	38.0
maggio	2014	Can. San Felice Est	11	2322888	5042989	83.9	335	252	83.0
maggio	2014	Can. San Lorenzo sud	12	2320428	5039991	68.7	309	260	49.0
maggio	2014	Can. San Lorenzo Nord	13	2321380	5041607	68.6	276	237	39.4
maggio	2014	Palude del Tralo	14	2322564	5040201	80.2	308	255	53.0
maggio	2014	Lio Piccolo	15	2323314	5041611	87.3	313	261	52.0
maggio	2014	Can. Del Colpo	16	2326320	5042147	96.8	342	250	92.0
maggio	2014	Palude Maggiore	17	2327497	5045534	70.2	273	222	51.0
maggio	2015	Gaggia	18	2320889	5039978	84.5	340	228	112
maggio	2015	Scannello Sud	19	2320073	5040301	70.7	340	293	47.0
maggio	2015	Scannello	20	2320078	5040801	96.6	307	261	45.8
maggio	2015	Palizzata	21	2320054	5040019	87.8	318	292	26.0
maggio	2015	Centrega Sud	22	2320328	5039725	93.5	354	314	40.0
maggio	2015	Centrega centrale	23	2320473	5041055	91.0	388	284	104
maggio	2015	Centrega Est	24	2321171	5041233	83.3	330	259	71.1
maggio	2015	Palude del Tralo ovest	25	2321780	5040583	91.1	333	250	83.0
maggio	2015	Motta di San Lorenzo	26	2321693	5041939	96.8	356	281	74.6
maggio	2015	Santa Cristina Nord	27	2320695	5043310	79.9	339	299	39.5
maggio	2015	San Felice Ovest	28	2322354	5043126	98.0	414	304	110
maggio	2015	Canale Trelera	29	2322178	5043559	96.1	379	274	105
maggio	2015	Canale Cenesa Ovest	30	2322852	5044758	75.7	360	314	45.8
maggio	2015	Canale dell'Ancora	31	2323759	5044243	96.5	301	263	38.0
maggio	2015	Canale Ballotti	32	2324086	5044886	86.9	371	291	80.0
maggio	2015	Canale Cenesa Est	33	2324302	5045708	89.4	394	297	96.9
maggio	2015	Canale Siletto	34	2323861	5047769	47.5	370	208	162
maggio	2015	Canale della Civola	35	2326561	5042721	84.5	366	258	108
maggio	2017	Palude della Rosa	1	2319702	5042794	89.1	435	269	166
maggio	2017	La Cura	2	2320244	5042134	93.8	454	312	142
maggio	2017	San Ariano Sud	3	2320062	5041547	42.4	308	218	90.0
maggio	2017	Santa Cristina Nord	4	2321209	5043182	57.5	366	323	43.0
maggio	2017	Valle Ca'da Riva	5	2320696	5045481	68.6	617	309	308

maggio	2017	Valle Ca' Zane	6	2321868	5046237	77.4	520	338	182
maggio	2017	Valle Lanzoni Sud	7	2323381	5047277	97.6	654	356	297
maggio	2017	Valle Lanzoni Nord	8	2324931	5048405	81.2	474	255	219
maggio	2017	Can. San Felice Nord	9	2323453	5045159	86.4	377	266	111
maggio	2017	Vecchia Staz. Ca' Zane	10	2323776	5044997	97.4	421	318	103
maggio	2017	Can. San Felice Est	11	2322888	5042989	98.7	420	291	129
maggio	2017	Can. San Lorenzo sud	12	2320428	5039991	94.5	334	313	21.3
maggio	2017	Can. San Lorenzo Nord	13	2321380	5041607	60.6	351	260	90.5
maggio	2017	Palude del Tralo	14	2322564	5040201	98.1	388	287	102
maggio	2017	Lio Piccolo	15	2323314	5041611	96.0	352	260	92.0
maggio	2017	Can. Del Colpo	16	2326320	5042147	91.1	357	280	77.1
maggio	2017	Palude Maggiore	17	2327497	5045534	80.2	528	347	181
maggio	2017	Gaggia	18	2320889	5039978	76.0	314	263	50.4
maggio	2017	Scannello Sud	19	2320073	5040301	91.5	366	274	92.2
maggio	2017	Scannello	20	2320078	5040801	85.0	333	276	57.0
maggio	2017	Palizzata	21	2320054	5040019	88.2	333	287	46.2
maggio	2017	Centrega Sud	22	2320328	5039725	96.4	371	288	82.6
maggio	2017	Centrega centrale	23	2320473	5041055	89.0	404	292	111
maggio	2017	Centrega Est	24	2321171	5041233	87.7	365	261	104
maggio	2017	Palude del Tralo ovest	25	2321780	5040583	92.7	325	262	63.1
maggio	2017	Motta di San Lorenzo	26	2321693	5041939	92.6	349	274	74.7
maggio	2017	Santa Cristina Nord	27	2320695	5043310	73.1	331	307	24.1
maggio	2017	San Felice Ovest	28	2322354	5043126	97.1	400	351	49.0
maggio	2017	Canale Trelera	29	2322178	5043559	98.3	424.02	297.81	126
maggio	2017	Canale Cenesa Ovest	30	2322852	5044758	93.8	451.43	306.93	144
maggio	2017	Canale dell'Ancora	31	2323759	5044243	93.2	389.06	377.46	11.6
maggio	2017	Canale Ballotti	32	2324086	5044886	87.3	402.11	267.94	134
maggio	2017	Canale Cenesa Est	33	2324302	5045708	98.4	377.58	233.62	144
maggio	2017	Canale Siletto	34	2323861	5047769	60.6	381.79	219.41	162
maggio	2017	Canale della Civola	35	2326561	5042721	98.0	422.52	249.62	173

Tabella 9: Risultati copertura nelle 35 stazioni nel periodo 2014-2017.

		Diametro zolle				Copertura stazioni (10X10 m)			
		iniziale	2014-15	2015-16	2016-17	sup zolle/10x10m			
						iniziale	2014-15	2015-16	2016-17
cm				m ²					
1	Palude della Rosa	30	-	-	133	0.64	-	-	4.22
2	La Cura	30	30	12.5	20	0.64	0.94	0.26	0.63
3	San Ariano Sud	30	65	122	max	0.64	1.46	75.5	100
4	Santa Cristina	30	30	27.5	78	0.64	0.23	0.16	6.20
5	Ca' da Riva	30	-	-	-	0.64	-	-	-
6	Ca' Zane	30	-	-	-	0.64	-	-	-
7	Valle Lanzoni Sud	30	67	400	186	0.64	3.14	12.6	30.9
8	Valle Lanzoni Nord	30	73	max	max	0.64	3.20	100	100
9	San Felice Ovest	30	113	-	200	0.64	3.41	-	53.1
10	Ex Ca' Zane	30	80	121	169	0.64	8.93	24.6	42.8
11	San Felice Est	30	131	216	max	0.64	17.1	100	100
12	San Lorenzo Sud	30	120	82	162	0.64	13.19	26.8	48.5
13	San Lorenzo Nord	30	66	max	180	0.64	5.63	100	100
14	Palude del Tralo	30	143	max	max	0.64	16.4	100	100
15	Lio Piccolo	30	103	116	116	0.64	7.75	57.9	84.5
16	Canale del Colpo	30	30	140	123	0.64	0.64	13.6	30.3
17	Palude Maggiore	30	93	max	max	0.64	7.99	100	100
	media	30	82	137	137	0.64	6.43	54.7	60.1
	std		37.3	116	55		5.73	42.6	39.6
Stazioni secondo anno		Diametro zolle			Copertura stazioni (10X10 m)				
					sup zolle/10x10m				
		iniziale	2015-16	2016-17	iniziale	2015-16	2016-17		
		cm			m ²				
18	Gaggian	30	133	max	0.64	52.8	100		
19	Scannello Sud	30	70.8	155	0.64	17.1	100		
20	Scannello Sud	30	76.6	140	0.64	19.8	100		
21	Pallizzata	30	29.2	72	0.64	0.99	8.89		
22	Centrega Sud	30	80.6	293	0.64	18.2	100		
23	Centrega centrale	30	51.4	58	0.64	2.91	9.94		
24	Centrega Est	30	56.8	106	0.64	9.75	30.0		

25	Palude del Tralo Est	30	70.0	173.3	0.64	1.84	25.4		
26	Motta San Lorenzo	30	59.6	78	0.64	12.1	14.2		
27	Santa Cristina Nord	30	33.3	94	0.64	0.3	13.0		
28	San Felice Ovest	30	86.3	134.2	0.64	15.3	100		
29	Canale Trelera	30	61.9	111	0.64	10.6	23.0		
30	Cenesa Ovest	30	90.5	151	0.64	18.5	35.9		
31	Canale dell'Ancora	30	47.0	68	0.64	0.95	10.6		
32	Canale Ballotti	30	40.0	21	0.64	0.8	0.15		
33	Canale Cenesa Est	30	114	196	0.64	22.6	100		
34	Canale Siletto	30	34.7	82	0.64	1.51	6.17		
35	Canale della Civola	30	87.0	max	0.64	4.63	100		
	media	30	68	121	0.64	11.7	48.7		
	std		28.0	65.3		12.9	42.9		