

**Progetto convenzionato: “Attività di
monitoraggio nell’ambito del progetto LIFE
RINASCCE - LIFE13 ENV/IT/000169”**

***ACTION C.1: MONITORAGGIO CHIMICO-FISICO, ECOLOGICO,
GEOMORFOLOGICO E IDRULICO DEGLI INTERVENTI DI
RIQUALIFICAZIONE E GESTIONE DELLA VEGETAZIONE***

**“METODOLOGIA DI MONITORAGGIO DELLA
COMUNITA' DELLE MACROFITE ACQUATICHE”**



**RIQUALIFICAZIONE NATURALISTICA PER LA SOSTENIBILITÀ
INTEGRATA IDRAULICO AMBIENTALE DEI CANALI EMILIANI**



A cura di:

Dr.ssa Anna Maria Manzieri, Dr.ssa Annalisa Gorrieri

Arpa Emilia-Romagna Sezione Provinciale di Modena



Indice

| | |
|---|----|
| 1. Generalità..... | 4 |
| 2. Approccio metodologico..... | 5 |
| 3. Bibliografia..... | 14 |
| 4. Allegato 1 – Scheda di campo..... | 15 |
| 5. Allegato 2 – Elenco taxa indicatori IBMR | 19 |

1. Generalità

L'attività prevista dalla Convenzione è orientata al monitoraggio biologico, *ante-operam* e *post-operam*, nell'ambito dell'azione C1 "monitoraggio chimico-fisico, ecologico, geomorfologico ed idraulico degli interventi di riqualificazione e gestione della vegetazione" del progetto "LIFE RINASCE - LIFE13 ENV/IT/000169" di cui il Consorzio di Bonifica dell'Emilia Centrale è beneficiario e coordinatore. L'obiettivo è di monitorare e valutare i risultati e gli effetti ambientali degli interventi dimostrativi di riqualificazione dei canali previsti dal suddetto Progetto Life (Azioni da B3 a B7), rispetto alla comunità delle *Macrofite acquatiche*.

L'attività di monitoraggio si svilupperà attraverso:

- campionamento ed analisi della comunità di Macrofite acquatiche, secondo le modalità previste dal D.M. 260/2010 e della metodologia ufficiale ISPRA 111/2014, su 4 canali oggetto di intervento, in fase sia *ante-operam* sia *post-operam*;
- campionamento ed analisi della comunità di Macrofite acquatiche secondo le modalità previste dal D.M. 260/2010 e della metodologia ufficiale ISPRA 111/2014, finalizzate alla verifica dell'attività di riqualificazione da attuarsi su un corpo idrico per 4 tratti a diversa modalità di gestione della vegetazione acquatica e spondale nelle fasi *ante-operam* e *post-operam*;
- campionamento ed analisi della comunità delle macrofite acquatiche secondo le modalità previste dal D.M. 260/2010 e della metodologia ufficiale ISPRA 111/2014, della zona umida laminazione Cavata Orientale in 4 punti per la sola fase *post-operam*;
- compilazione delle liste floristiche, elaborazione dei dati tramite calcolo delle metriche previste dal DM 260/2010 per la classificazione delle acque correnti, sviluppo degli appositi report/restituzioni.

I risultati attesi in esito all'attività saranno:

- la classificazione delle acque rispetto all'elemento biologico indagato ai sensi del DM 260/2010 *ante e post-operam*;
- la valutazione delle variazioni indotte nella comunità biotica, quale indicatore degli effetti ambientali ed ecologici degli interventi dimostrativi di riqualificazione dei canali previsti dal suddetto Progetto LIFE (azioni dalla B3 alla B7);
- l'integrazione dei risultati ottenuti con i dati sulla qualità territoriale delle acque gestite dal Consorzio di Bonifica dell'Emilia Centrale, con la conseguente possibilità di pianificare eventuali indagini suppletive oppure interventi di tutela della risorsa irrigua e/o ecosistemica.

2. Approccio metodologico

L'attività di monitoraggio svolta da Arpa Emilia Romagna – Sezione Prov.le di Modena si concentrerà sul campionamento e sull'analisi delle macrofite acquatiche al fine di valutare lo stato trofico ed ecologico dei corpi idrici individuati dal progetto; come indicato nel “*Timetable*” (a pagina 121 di 143 del formulario approvato); l'attività si svilupperà su due anni di lavoro: il 2015 per il monitoraggio *ante-operam* e il 2017/2018 per il monitoraggio *post-operam*.

Il piano di monitoraggio relativo alle comunità biologiche di Macrofite acquatiche prevede il campionamento ed analisi di:

- quattro stazioni, una per ogni corpo idrico oggetto di riqualificazione (AO e PO);
- un corpo idrico per 4 tratti a diversa modalità di gestione della vegetazione acquatica e spondale finalizzato alla verifica dell'attività di riqualificazione (AO e PO);
- zona umida laminazione Cavata Orientale in 4 tratti della vegetazione acquatica e spondale (PO).

Ciascuno dei suddetti monitoraggi sarà costituito da 2 campagne di campionamento distribuite in due periodi stagionali (maggio-giugno e agosto-settembre) compatibilmente con le condizioni idrologiche e di gestione idraulica dei canali stessi.

La valutazione della comunità delle macrofite acquatiche, in relazione alla tipologia dei canali monitorati, verrà effettuata attraverso l'applicazione della metodologia di campionamento dei corsi d'acqua guadabili (Manuali e Linee Guida 111/2014) e la relativa classificazione attraverso l'applicazione dell'indice IBMR (*Index Macrofitique Biologique en Rivière*), come previsto al punto A.4.1.1 del DM 260/2010, ai sensi della Direttiva acque 2000/60/CE. Qualora non fosse possibile accedere all'interno dell'alveo del canale, il campionamento verrà effettuato da sponda, applicando comunque tutti i criteri metodologici previsti dalla linea guida.

L'esatta ubicazione dei punti di prelievo all'interno dei corpi idrici già individuati, sarà stabilita durante i rilievi preliminari nell'ambito dei quali sarà verificata l'effettiva idoneità logistica e funzionale delle stazioni prescelte, anche in relazione alla localizzazione definitiva degli interventi previsti.

| Corpo idrico | Codice Stazione | Ubicazione (descrizione) |
|--|-----------------|---|
| Cavata Orientale | CO | Ubicata 17 m a monte del ponte su via Lama di Quartirollo Interna |
| Diversivo Fossa Nuova Cavata | DFNC | Ubicata 30 m a monte della botte su via Canale di Cibeno |
| Collettore Acque Basse Modenesi | CABM | Ubicata a monte del ponte su via Strazetto |
| Collettore Alfieri | CA | Ubicata 100 m a monte dal ponte di Strada Artona (all. muro occidentale fabbricato) |
| Corpo idrico ancora da definire da monitorare in quattro punti a diversa modalità gestionale | Da definire | |
| Vasca di laminazione in prossimità del Cavata Orientale | VL-CO | Ubicata a monte del tratto del Cavata Orientale da monitorare |

Tabella 1 – Stazioni di campionamento

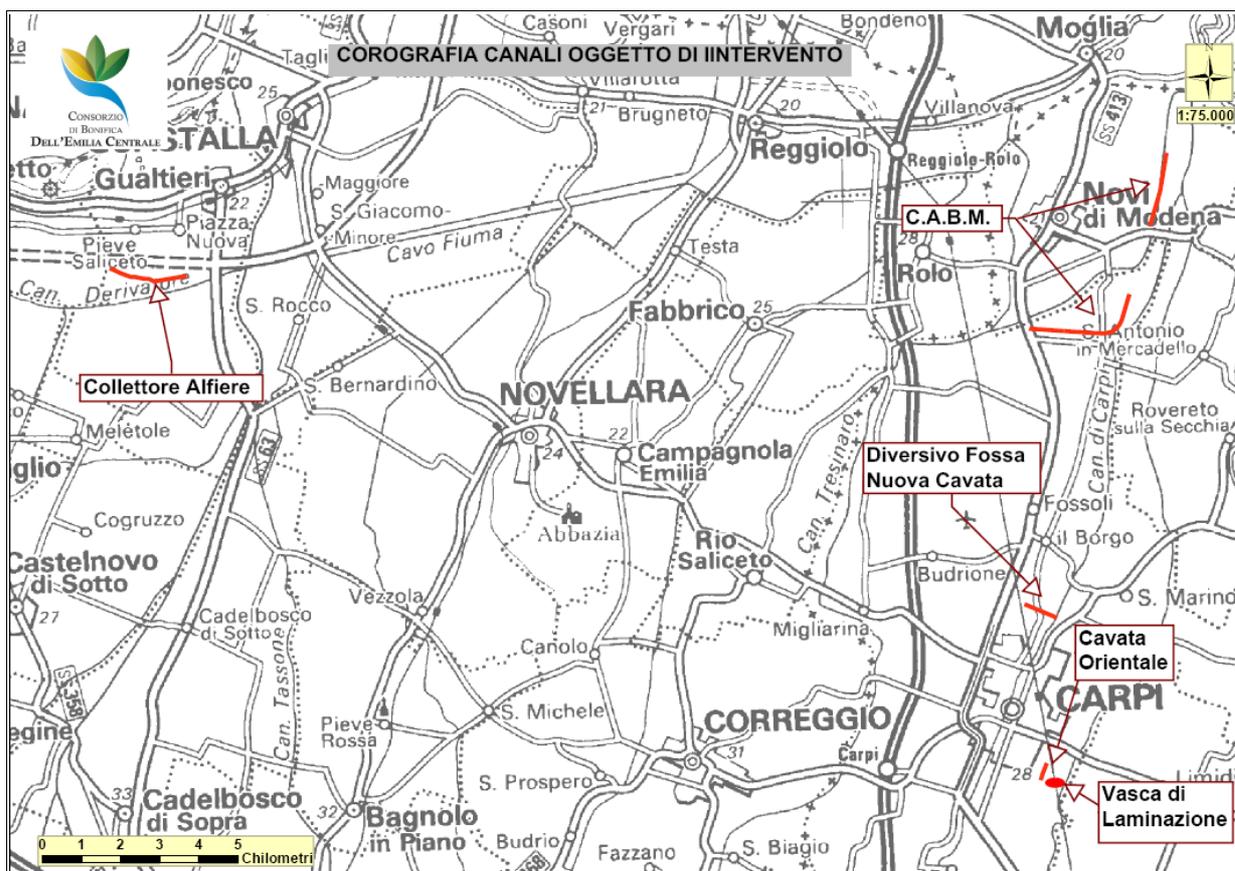


Figura 1 - Ubicazione dei quattro tratti d'intervento e della vasca di laminazione.



Figura 2 – Particolare dell'ubicazione del tratto d'intervento e della Stazione di campionamento CO su Cavata Orientale e della Stazione VL-CO sulla vasca di laminazione del Cavata Orientale.



Figura 3 – Particolare dell'ubicazione del tratto d'intervento e della Stazione di campionamento DFNC su Diversivo Fossa Nuova Cavata

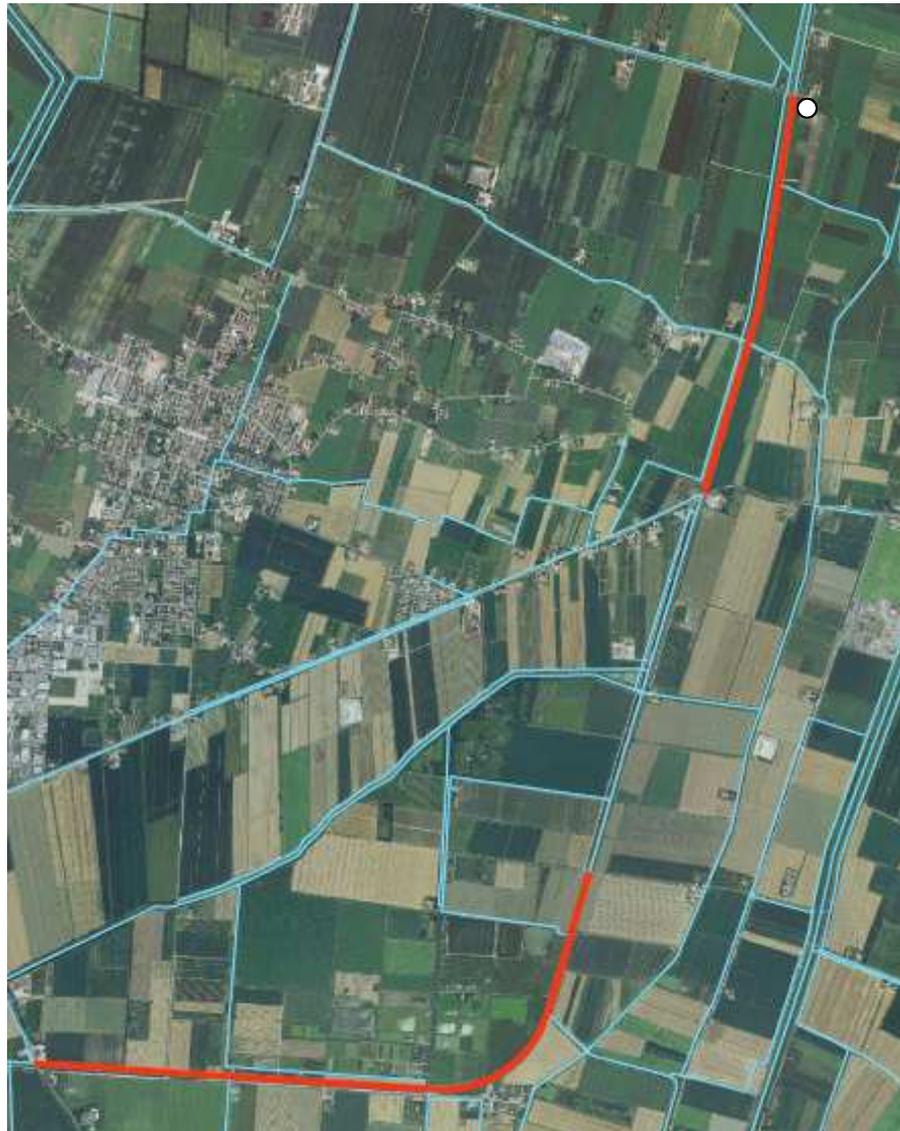


Figura 4 – Particolare dell'ubicazione del tratto d'intervento e della Stazione di campionamento CABM su Collettore Acque Basse Modenesi



Figura 5 – Particolare dell'ubicazione del tratto d'intervento e della Stazione di campionamento CA su Collettore Alfieri

Principio del metodo

Il metodo utilizzato si basa sul principio che le Macrofite acquatiche sono elementi biologici indicatori sia dello stato trofico sia dello stato qualitativo di un corso d'acqua.

La comunità di Macrofite presente all'interno di un corpo idrico, verrà raccolta e sulla base di specifiche metriche, verrà valutata la composizione e l'abbondanza dei taxa rinvenuti e il relativo grado di scostamento rispetto a quanto atteso in relazione alle condizioni di riferimento, è possibile valutare lo stato ecologico di un corso d'acqua. L'indice applicato è di origine francese l'IBMR (Indice Biologique Macrophytique en Rivière), che si fonda sulla valutazione di un cospicuo numero di taxa indicatori rinvenibili anche in Italia.

L'IBMR si basa sull'uso di una lista di taxa indicatori per i quali è stata valutata in campo la sensibilità nei confronti delle concentrazioni dei nutrienti, in particolare di azoto ammoniacale e ortofosfato. L'indice, essendo finalizzato alla valutazione dello stato trofico, è correlabile non solo alla concentrazione di nutrienti, ma anche ad altri fattori diretti ed indiretti tra i quali la luminosità, la velocità della corrente e la torbidità.

Il rilievo consiste nell'osservazione *in situ* della comunità macrofita, e delle relative percentuali di copertura totali e di ogni singolo taxa.

Per il calcolo dell'indice IBMR viene utilizzata una lista floristica di taxa indicatori a ciascuno dei quali è associato uno specifico coefficiente di sensibilità (che varia da 0 a 20) e di stenoecia (variabile da 1 a 3).

Periodo di campionamento

Il campionamento deve essere realizzato a distanza di diversi giorni da eventi idrologici significativi (morbida abbondante o piena), per avere la garanzia che la comunità presente in alveo sia strutturalmente integra, che il livello dell'acqua sia ragionevolmente basso e che la torbidità sia ridotta consentendo un'adeguata visibilità nel tratto da indagare.

I campionamenti non sono da ritenersi significativi dopo periodi di secca; con il ripristino del normale regime idrologico è necessario attendere un congruo periodo di almeno 3-4 settimane, allo scopo di permettere un normale ripopolamento.

Le comunità macrofite possono costituire cenosi anche significativamente diverse nel corso di una stessa stagione vegetativa in funzione degli andamenti fenologici e dei tassi di accrescimento stagionali; per questo motivo il campionamento deve essere effettuato 2 volte nell'arco della stagione vegetativa sufficientemente distanti tra di loro (almeno 40 giorni).

Scelta del punto di campionamento

La stazione deve essere rappresentativa del tratto di corso d'acqua che si intende indagare e deve comprendere, per quanto possibile, tutte le facies idrologiche e biologiche presenti nel tratto stesso, comprese le porzioni più lentiche.

Individuata la stazione da campionare, si devono valutare tutte le informazioni ambientali di contorno e specifiche del tratto monitorato richieste nella Scheda di Rilevamento (vedi Allegato1 – Scheda di campo), determinare l'esatta localizzazione geografica della stazione per una successiva georeferenziazione in GIS.

Campionamento e attribuzione delle percentuali di copertura

Si deve selezionare una stazione in cui sia presente una comunità il più possibile completa. La ricerca della comunità deve essere fatta dall'interno del corso d'acqua; la stazione deve avere uno sviluppo longitudinale di almeno 100 m e la comunità macrofita deve presentare una copertura non inferiore al 5%, rispetto all'estensione dell'alveo bagnato, nell'ambito della stazione.

Percorrendo controcorrente l'intero sviluppo della stazione, camminando possibilmente a zig zag da un sponda all'altra, si rilevano tutti i taxa presenti nella stazione effettuandone nel contempo la raccolta. Si deve avere cura di raccogliere campioni il più possibile completi (radici, fusto, foglie, fiore), per consentirne successivamente una corretta determinazione. Bisogna comunque raccogliere solo il materiale strettamente necessario per l'identificazione presente all'interno dell'alveo bagnato.

I taxa rinvenuti verranno annotati sulla *scheda di rilevamento*, verrà valutata la copertura complessiva della comunità a macrofite presente in acqua in termini percentuali rispetto alla superficie della stazione e si attribuiranno i valori di copertura percentuali assoluti ai diversi

taxa. I valori di copertura si esprimono secondo una scala che va da 5 a 100, che coincidono comunque con numeri interi multipli di cinque.

La totalità della comunità macrofitica rinvenuta diventa il totale rispetto al quale effettuare le valutazioni di copertura percentuale dei singoli taxa. Per ciascun taxon si deve esprimere la percentuale di copertura rispetto ad un totale (100%) che rappresenta dalla copertura dell'intera comunità macrofitica.

L'attribuzione dei valori di copertura dei singoli taxa deve essere espressa anch'essa in una scala che va da 5 a 100 secondo valori che coincidono comunque con numeri interi multipli di cinque.

Successivamente si deve procedere alla traduzione dei valori di copertura assoluti rilevati, in valori di copertura reali rispetto alla superficie dell'alveo bagnato nella stazione, traducendo le percentuali di copertura dei singoli taxa, risultanti dall'osservazione in campo, in valori reali di copertura, calcolabili attraverso una proporzione.

$$\text{cop.rilevata taxon A} : 100 = \text{cop.reale taxon A} : \text{cop.totale comunità a macrofite}$$

Ovvero:

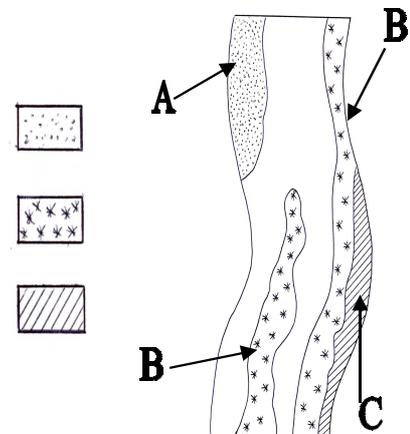
$$\text{cop.reale taxon A} = (\text{cop.rilevata taxon A} \times \text{cop. totale comunità a macrofite}) / 100$$

Copertura totale della comunità a macrofite: 50%

Copertura taxa A 25%

Copertura taxa B 50%

Copertura taxa C 25%



Nel caso in esame, le proporzioni da utilizzare sono le seguenti:

$$25 : 100 = \text{cop.reale A} : 50$$

$$\text{cop. reale A} = 12,5$$

$$50 : 100 = \text{cop.reale B} : 50$$

ovvero

$$\text{cop. reale B} = 25$$

$$25 : 100 = \text{cop.reale C} : 50$$

$$\text{cop. reale C} = 12,5$$

In relazione alle percentuali di copertura reale assegnate a ciascun taxa rinvenuti durante il monitoraggio, vengono attribuiti, utilizzando una scala a 5 livelli, i rispettivi *coefficienti di copertura* **Ki** riportati nella seguente tabella:

| VALORE DI Ki | DESCRIZIONE | % DI COPERTURA |
|--------------|--|-----------------------|
| 1 | Specie solamente presente | copertura < 0,1% |
| 2 | Specie scarsamente coprente | 0,1% ≤ copertura < 1% |
| 3 | Specie abbastanza coprente e frequente | 1% ≤ copertura < 10% |
| 4 | Specie mediamente coprente | 10% ≤ copertura < 50% |
| 5 | Specie molto abbondante o coprente | copertura ≥ 50% |

Tabella 2 – Coefficienti di copertura

Identificazione dei taxa

Il procedimento di identificazione deve essere effettuato correttamente solo in laboratorio, attraverso l'utilizzo sia di chiavi di determinazione degli organismi, sia di strumentazione ottica idonea. È necessario l'utilizzo dello stereoscopio e del microscopio ottico per osservare alcuni particolari anatomici che vengono richiesti per la corretta identificazione delle specie, oltre che dei taxa algali.

L'identificazione deve essere effettuata a livello di specie per tutti i gruppi tassonomici di macrofite, ad eccezione delle alghe, per le quali la determinazione si ferma quasi sempre a livello di genere.

Conclusa la fase di identificazione verrà prodotto l'elenco floristico della stazione, nel quale ad ogni taxon è associato il valore di copertura rilevato in campo e conseguentemente di copertura reale.

Calcolo dell'indice IBMR

L'elenco dei taxa indicatori è formato da 210 taxa (2 taxa fungini, 44 taxa algali, 2 specie di licheni, 15 specie di epatiche, 37 specie di muschi, 3 felci e 107 specie di angiosperme).

A ciascun taxa è associato un "coefficiente di sensibilità" Cs_i (o *punteggio specifico di oligotrofia*) che va da 1 a 20, dove con 20 si rappresenta un taxon indicatore di acque decisamente oligotrofe e un "coefficiente di stenoecia" E_i che va da 1 a 3 dove 3 indica il livello più alto di stenoecia. I valori di oligotrofia e stenoecia associati a ciascun taxa indicatore, sono riportati in Allegato 2.

Il calcolo dell'IBMR per la stazione di rilevamento si effettua attraverso la formula:

$$IBMR = \frac{\sum_{i=1}^n E_i \cdot K_i \cdot Cs_i}{\sum_{i=1}^n E_i \cdot K_i}$$

di cui:

i = specie indicatrice;

n = numero totale di specie indicatrici;

Cs_i = punteggio specifico di oligotrofia (da 0 a 20);

K_i = coefficiente di abbondanza (da 1 a 5);

E_i = coefficiente di stenoecia (da 1 a 3);

Dall'applicazione della suddetta formula, ottengo il valore di IBMR attraverso il quale è possibile classificare il corpo idrico in classi di trofia secondo lo schema sotto riportato. Il punteggio dell'IBMR va da 0 a 20.

| Livello trofico | Valore IBMR | Colore |
|-----------------|---------------------|----------------|
| Molto basso | $IBMR > 14$ | Blu |
| Basso | $12 < IBMR \leq 14$ | Verde |
| Medio | $10 < IBMR \leq 12$ | Giallo |
| Elevato | $8 < IBMR \leq 10$ | Arancio |
| Molto elevato | $IBMR \leq 8$ | Rosso |

Tabella 3 – Livelli trofici sulla base del calcolo dell'indice IBMR.

Per giungere ad una classificazione dello stato ecologico delle acque di ogni singola stazione in esame verrà valutato il grado di scostamento della comunità macrofita di riferimento (attesa). Il D.M. 260/10 individua il valore di riferimento solo per le diverse tipologie di corsi d'acqua naturali; pertanto il calcolo dello stato ecologico per i corsi d'acqua oggetto di indagine, verrà effettuata cercando di assegnare il valore più idoneo per assimilazione ad un corso d'acqua naturale.

Di seguito si riportano i valori di RQE_IBMR relativi ai limiti delle classi elevata, buona sufficiente, scarsa e cattiva come indicato nella Tab. 4.1.1/e del D.M. 260/10.

| valore ecologico | Valore EQR | Colore |
|------------------|-----------------------|----------------|
| Elevato | $EQR > 0,9$ | Blu |
| buono | $0,9 \leq EQR > 0,8$ | Verde |
| sufficiente | $0,8 \leq EQR > 0,65$ | Giallo |
| scarso | $0,65 \leq EQR > 0,5$ | Arancio |
| peissimo | $0,5 \leq EQR$ | Rosso |

Tabella 4 – Valore del rapporto di qualità ecologico e relativo stato ecologico.

Allegato 1 – Scheda di Campo

Allegato 2 – Elenco taxa indicatori IBMR

3. Bibliografia

1. Decreto 8 novembre 2010, n. 260 (Supplemento Ordinario n. 31 alla Gazzetta Ufficiale 7 febbraio 2011 n. 30) del Ministero dell'ambiente e della tutela del territorio e del mare - *Regolamento recante i criteri tecnici per la classificazione dello stato dei corpi idrici superficiali, per la modifica delle norme tecniche del decreto legislativo 3 aprile 2006, n. 152, recante norme in materia ambientale, predisposto ai sensi dell'articolo 75, comma 3, del medesimo decreto legislativo;*
2. D.Lgs 3 aprile 2006, n. 152 (pubblicato nella *Gazzetta Ufficiale* n. 88 del 14 aprile 2006 – Supplemento Ordinario n. 96) *Norme in materia ambientale - Stralcio - Parte III - Norme in materia di difesa del suolo e lotta alla desertificazione, di tutela delle acque dall'inquinamento e di gestione delle risorse idriche;*
3. *Gazzetta ufficiale della Comunità Europea n. L327 del 22/12/2000. Direttiva 2000/60/CE del Parlamento Europeo e del Consiglio del 23 ottobre 2000 che istituisce un quadro per l'azione comunitaria in materia di acque;*
4. *Manuale Ispra 111/2014: “Metodi biologici per le acque superficiali”;*
5. *UNI EN 14184:2004. Qualità dell'acqua - Linee guida per la valutazione delle macrofite acquatiche nelle acque correnti.*
6. *UNI EN 14996:2006. Qualità dell'acqua – Linea guida per assicurare la qualità delle valutazioni biologiche ed ecologiche nell'ambiente acquatico.*

Allegato 1 – Scheda di Campo



SCHEDA PER IL RILEVAMENTO DELLE MACROFITE NEI CORSI D'ACQUA LOCALIZZAZIONE DELLA STAZIONE

LOCALITA' _____ COORDINATE _____
CODICE _____ CORSO D'ACQUA _____
PROVINCIA _____ REGIONE _____
QUOTA _____ m s.l.m. DATA _____ ORA _____
COND. METEO _____

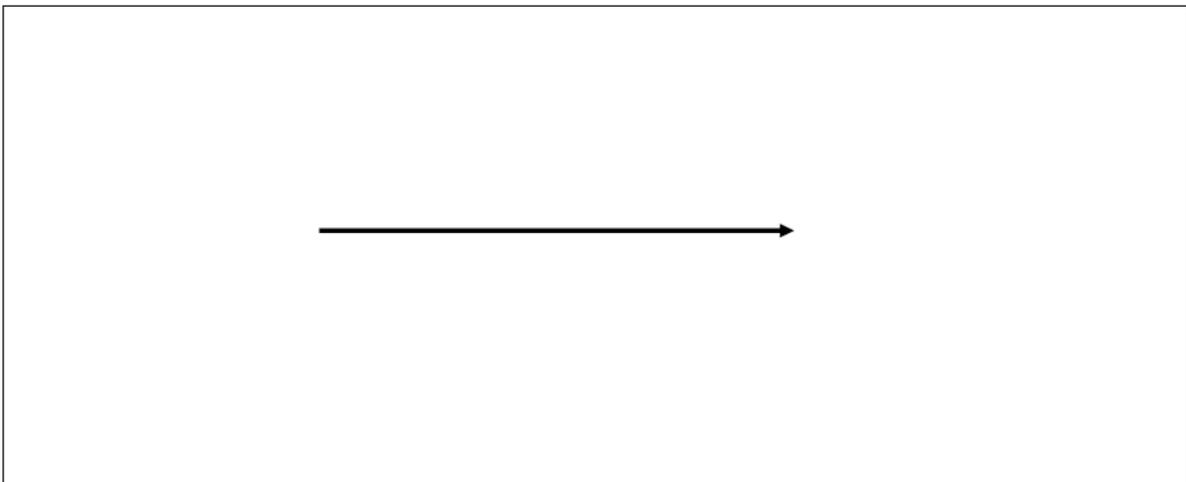
PROFILO TRASVERSALE DELL'ALVEO di piena (FOTO)

Schematica rappresentazione della morfologia e delle formazioni vegetali presenti NB: rispettare le proporzioni



DISEGNO IN PIANTA DELL'ALVEO (FOTO AEREA)

Schematica rappresentazione del tratto indagato La freccia indica la direzione della corrente



CARATTERISTICHE IDROMORFOLOGICHE DIMENSIONI ALVEALI (Ampiezza)

ALVEO DI MAGRA (____m) ALVEO DI MORBIDA (____m)
ALVEO DI PIENA ordinaria (____m) ALVEO BAGNATO al momento del rilievo (____m)

CONDIZIONI IDRICHE DELL'ALVEO

- morbida/magra
- magra
- magra eccezionale

ANDAMENTO DELLA PORTATA

- in aumento
- stabile
- in diminuzione

note sull'andamento nel periodo antecedente il rilievo _____

VELOCITA' DELLA CORRENTE

- impercettibile o molto lenta
- media e con limitata turbolenza
- elevata e turbolenta
- lenta
- media e turbolenta
- molto elevata e turbolenta
- media e laminare
- elevata e quasi laminare

ALTEZZA DELL'ACQUA

Altezza media _____ cm Altezza massima _____ cm

PARAMETRI FISICOCHEMICI REGISTRABILI IN CAMPO

pH _____ Temperatura acqua _____ °C
O2 disciolto _____ mg/l (____%) Conducibilità _____ μS/cm

OMBREGGIAMENTO DELL'ALVEO BAGNATO

- nullo
- parziale (____%)
- totale

TRASPARENZA DELL'ACQUA

- totale
- parziale
- nulla

LUNGHEZZA DEL TRATTO CAMPIONATO 50 metri 100 metri altro _____

SUBSTRATO DELL'ALVEO DI MAGRA

GRANULOMETRIA (prevalenza con numeri decresc.)

roccia____
massi____
ciottoli____
ghiaia____
sabbia____
limo____

STRUTTURA

- diversificato e stabile
- mobile a tratti
- facilmente mobile
- uniformemente compatto
- compatto per artificializzazione

SUBSTRATO DELL'ALVEO DI MORBIDA

GRANULOMETRIA (prevalenza con numeri decresc.)

roccia____
massi____
ciottoli____
ghiaia____
sabbia____
limo____

STRUTTURA

- diversificato e stabile
- mobile a tratti
- facilmente mobile
- uniformemente compatto
- compatto per artificializzazione

FENOMENI EROSI IN ATTO

Poco evidenti,

- non rilevanti riva destra riva sinistra
- Localizzati riva destra riva sinistra
- Molto evidenti riva destra riva sinistra

ARTIFICIALIZZAZIONE DEL CORSO D'ACQUA

(Descrivere schematicamente gli elementi di artificializzazione)

- del fondo _____
- della sponda destra _____
- della sponda sinistra _____

Allegato 2 – Elenco taxa indicatori IBMR

| | Csi | Ei |
|---|-----|----|
| ORGANISMI ETERTROFI | | |
| <i>Leptomitus sp.</i> | 0 | 3 |
| <i>Sphaeotilus sp.</i> | 0 | 3 |
| ALGHE | | |
| <i>Audouinella sp.</i> Bory de St Vincent | 13 | 2 |
| <i>Bangia atropurpurea</i> Lyngbye | 10 | 2 |
| <i>Batrachospermum sp.</i> Roth | 16 | 2 |
| <i>Binuclearia sp.</i> Wittrock | 14 | 2 |
| <i>Chaetophora sp.</i> Schrank | 12 | 2 |
| <i>Chara globularis</i> Thuill. | 13 | 1 |
| <i>Chara hispida</i> (L.) Vailant | 15 | 2 |
| <i>Chara vulgaris</i> L. | 13 | 1 |
| <i>Cladophora sp.</i> Kützing | 6 | 1 |
| <i>Diatoma sp.</i> Bory de St Vincent | 12 | 2 |
| <i>Draparnaldia sp.</i> Bory de St Vincent | 18 | 3 |
| <i>Enteromorpha intestinalis</i> Link | 3 | 2 |
| <i>Hildenbrandia rivularis</i> Nardo | 15 | 2 |
| <i>Hydrodictyon reticulatum</i> Roth | 6 | 2 |
| <i>Hydrurus foetidus</i> C. Agardh | 16 | 2 |
| <i>Lemanea gr. fluviatilis</i> Bory de St Vincent | 15 | 2 |
| <i>Lyngbia sp.</i> C. Agardh | 10 | 2 |
| <i>Melosira sp.</i> C. Agardh | 10 | 1 |
| <i>Microspora sp.</i> Thuret | 12 | 2 |
| <i>Monostroma sp.</i> Thuret | 13 | 2 |
| <i>Mougeotia sp.</i> C. Agardh+ <i>Mougeotiopsis sp.</i> C. Agardh+ <i>Debarya sp.</i> Wittrock | 13 | 2 |
| <i>Nitella flexilis</i> C. Agardh | 14 | 2 |
| <i>Nitella gracilis</i> (Smith) C. Agardh | 14 | 2 |
| <i>Nitella mucronata</i> (A.Br.) Miquel | 14 | 2 |
| <i>Nostoc sp.</i> Vaucher | 9 | 1 |
| <i>Oedogonium sp.</i> Link | 6 | 2 |
| <i>Oscillatoria sp.</i> Vaucher | 11 | 1 |
| <i>Phormidium sp.</i> Kützing | 13 | 2 |
| <i>Rhizoclonium sp.</i> Kützing | 4 | 2 |
| <i>Schizomeris sp.</i> Kützing | 1 | 3 |
| <i>Sirogonium sp.</i> Kützing | 12 | 2 |
| <i>Spirogyra sp.</i> Link | 10 | 1 |
| <i>Stigeoclonium sp.</i> Link (escluso <i>S. tenue</i>) | 13 | 2 |
| <i>Stigeoclonium tenue</i> Link | 1 | 3 |
| <i>Tetraspora sp.</i> Link | 12 | 1 |
| <i>Thorea ramississima</i> Bory de St Vincent | 14 | 3 |
| <i>Tolypella glomerata</i> Leonhardi | 12 | 2 |
| <i>Tolypella prolifera</i> Leonhardi | 15 | 3 |
| <i>Tribonema sp.</i> Derbes & Solier | 11 | 2 |
| <i>Ulotrix sp.</i> Kützing | 10 | 1 |
| <i>Vaucheria sp.</i> De Candolle | 4 | 1 |
| <i>Zygnema sp.</i> Agardh | 13 | 3 |

| LICHENI | | |
|--|----|---|
| <i>Dermatocarpon weberi</i> (Ach.) Mann. | 16 | 3 |
| <i>Collema fluviatile</i> (Huds) Steud | 17 | 3 |
| BRIOFITE | | |
| Epatiche | | |
| <i>Chiloscyphus pallescens</i> (L.) Corda | 14 | 2 |
| <i>Chiloscyphus polyanthus</i> (L.) Corda | 15 | 2 |
| <i>Marsupella aquatica</i> (Lindenb.) Schiffn | 19 | 2 |
| <i>Marsupella emarginata</i> (Ehrh.) Dum | 20 | 3 |
| <i>Nardia acicularis</i> S.F. Gray | 20 | 3 |
| <i>Nardia compressa</i> (Shook?) Gray | 20 | 3 |
| <i>Porella pinnata</i> L. | 12 | 2 |
| <i>Riccardia multifida</i> (L.) Gray | 15 | 2 |
| <i>Riccardia pinguis</i> (L.) Gray | 14 | 2 |
| <i>Riccardia sinuata</i> (Dicks.) Trev. | 15 | 2 |
| <i>Riccia fluitans</i> L. | 8 | 3 |
| <i>Scapania paludosa</i> K. Müll. | 20 | 3 |
| <i>Scapania undulata</i> (L.) Dum | 17 | 3 |
| <i>Solenostoma crenulatum</i> (Sm.) Mitt. | 20 | 3 |
| <i>Solenostoma triste</i> (Nees) K. Müll. | 19 | 3 |
| Muschi | | |
| <i>Amblystegium fluviatile</i> (Sm.) Loeske (= <i>Hygroamblystegium fluviatile</i>) | 11 | 2 |
| <i>Amblystegium riparium</i> Hedw. (= <i>Leptodictyum riparium</i>) | 5 | 2 |
| <i>Amblystegium tenax</i> (Hedw.) Jenn. (= <i>Hygroamblystegium tenax</i>) | 15 | 2 |
| <i>Brachythecium plumosum</i> (Sw.) B. e. | 18 | 3 |
| <i>Brachythecium rivulare</i> B. e. | 15 | 2 |
| <i>Cinclidotus aquaticus</i> (Jaeg.) B. e. | 15 | 2 |
| <i>Cinclidotus danubicus</i> Schiffn. & Baumgartner | 13 | 3 |
| <i>Cinclidotus fontinaloides</i> (Hedw.) P. Beauv. | 12 | 2 |
| <i>Cinclidotus riparius</i> (Web. & Mohr) Arnott | 13 | 2 |
| <i>Cratoneuron commutatum</i> (Hedw.) Roth | 15 | 2 |
| <i>Cratoneuron filicinum</i> Hedw. | 18 | 3 |
| <i>Drepanocladus aduncus</i> (Hedw.) Warnot. | 15 | 3 |
| <i>Drepanocladus fluitans</i> (Hedw.) Warnot. | 14 | 2 |
| <i>Fissidens crassipes</i> Br. Eur. | 12 | 2 |
| <i>Fissidens minutulus</i> Sull. | 14 | 3 |
| <i>Fissidens polyphyllus</i> Br. Eur. | 20 | 3 |
| <i>Fissidens pusillus</i> Wils. | 14 | 2 |
| <i>Fissidens rufulus</i> Br. Eur. | 14 | 3 |
| <i>Fissidens viridulus</i> (Sw.) Wahlemb | 11 | 2 |
| <i>Fontinalis antipyretica</i> Hedw. | 10 | 1 |
| <i>Fontinalis duriaei</i> Schimp. | 14 | 3 |
| <i>Fontinalis squamosa</i> Hedw. | 16 | 3 |
| <i>Hygrohypnum dilatatum</i> (Schimp.) Loeske | 19 | 3 |
| <i>Hygrohypnum luridum</i> (Hedw.) Jenn. | 19 | 3 |
| <i>Hygrohypnum ochraceum</i> (Wils.) Loeske | 19 | 3 |
| <i>Hyocomium armoricum</i> (Brid.) Wijk & Marg. (= <i>H. flagellare</i>) | 20 | 3 |
| <i>Octodicerus fontanum</i> (La Pyl.) Lindb. | 7 | 3 |
| <i>Orthotrichum rivulare</i> Turm. | 15 | 3 |
| <i>Pachyfidens grandifrons</i> (Brid.) Limpr. | 15 | 3 |
| <i>Philonotis gr. Fontana</i> Milde | 18 | 3 |

| | | |
|--|----|---|
| <i>Philonotis calcarea</i> (B.e.) Schimp | 18 | 2 |
| <i>Platyhypnidium rusciforme</i> (Br. Eur.) Fleisch. (= <i>Rhynchostegium riparioides</i> , <i>Platyhypnidium riparioides</i>) | 12 | 1 |
| <i>Rhacomitrium aciculare</i> (Hedw.) Brid. | 18 | 3 |
| <i>Schistidium rivulare</i> Br. Eur. (= <i>Grimmia rivularis</i>) | 15 | 3 |
| <i>Sphagnum gr. Denticulatum</i> (= <i>S.gr. Inundatum</i> Russ.) | | |
| <i>Sphagnum inundatum</i> Russ. (<i>gr. denticulatum</i>) | 20 | 3 |
| <i>Sphagnum palustre</i> L. | 20 | 3 |
| <i>Thamnium alopecurum</i> (Hedw.) B. e. | 15 | 2 |
| PTERIDOFITE | | |
| <i>Azolla filiculoides</i> Lam. | 6 | 3 |
| <i>Equisetum fluviatile</i> L. (= <i>E. limosum</i>) | 12 | 2 |
| <i>Equisetum palustre</i> L. | 10 | 1 |
| FANEROGAME | | |
| <i>Acorus calamus</i> L. | 7 | 3 |
| <i>Agrostis stolonifera</i> L. | 10 | 1 |
| <i>Alisma lanceolatum</i> With | 9 | 2 |
| <i>Alisma plantago-aquatica</i> L. | 8 | 2 |
| <i>Apium inundatum</i> L. | 17 | 3 |
| <i>Apium nodiflorum</i> (L.) Lag. | 10 | 1 |
| <i>Berula erecta</i> (Hudson) Coville | 14 | 2 |
| <i>Butomus umbellatus</i> L. | 9 | 2 |
| <i>Callitriche hamulata</i> Kützing ex Koch | 12 | 1 |
| <i>Callitriche obtusangula</i> Le Gall | 8 | 2 |
| <i>Callitriche platycarpa</i> Kützing | 10 | 1 |
| <i>Callitriche stagnalis</i> Scop. | 12 | 2 |
| <i>Callitriche truncata</i> Guss. ssp. <i>occidentalis</i> | 10 | 2 |
| <i>Carex rostrata</i> Stokes | 15 | 3 |
| <i>Carex vesicaria</i> L. | 12 | 2 |
| <i>Catabrosa aquatica</i> (L.) Beauv. | 11 | 2 |
| <i>Ceratophyllum demersum</i> L. | 5 | 2 |
| <i>Ceratophyllum submersum</i> L. | 2 | 3 |
| <i>Eleocharis palustris</i> (L.) Roemer & Schultes | 12 | 2 |
| <i>Elodea canadensis</i> Michx | 10 | 2 |
| <i>Elodea nuttallii</i> (Planchon) St John | 8 | 2 |
| <i>Glyceria fluitans</i> R.Br. | 14 | 2 |
| <i>Groenlandia densa</i> (L.) Fourr. | 11 | 2 |
| <i>Helodes palustris</i> Spach | 17 | 3 |
| <i>Hippuris vulgaris</i> L. | 12 | 2 |
| <i>Hottonia palustris</i> L. | 12 | 2 |
| <i>Hydrocharis morsus-ranae</i> L. | 11 | 3 |
| <i>Hydrocotyle vulgaris</i> L. | 14 | 2 |
| <i>Iris pseudacorus</i> L. | 10 | 1 |
| <i>Juncus bulbosus</i> L. | 16 | 3 |
| <i>Juncus subnodulosus</i> Schrank | 17 | 3 |
| <i>Lemna gibba</i> L. | 5 | 3 |
| <i>Lemna minor</i> L. | 10 | 1 |
| <i>Lemna trisulca</i> L. | 12 | 2 |
| <i>Littorella uniflora</i> (L.) Ascherson | 15 | 3 |
| <i>Luronium natans</i> (L.) Rafin. | 14 | 3 |
| <i>Lycopus europaeus</i> L. | 11 | 1 |

| | | |
|--|----|---|
| <i>Mentha aquatica</i> L. | 12 | 1 |
| <i>Menyanthes trifoliata</i> L. | 16 | 3 |
| <i>Montia fontana</i> L. agg. | 15 | 2 |
| <i>Myosotis</i> gr. <i>palustris</i> (= <i>M. scorpioides</i> L.) | 12 | 1 |
| <i>Myriophyllum alterniflorum</i> DC | 13 | 2 |
| <i>Myriophyllum spicatum</i> L. | 8 | 2 |
| <i>Myriophyllum verticillatum</i> L. | 12 | 3 |
| <i>Najas marina</i> L. | 5 | 3 |
| <i>Najas minor</i> L. | 6 | 3 |
| <i>Nasturtium officinale</i> R.Br. | 11 | 1 |
| <i>Nuphar lutea</i> (L.) Sibth. & Sm. | 9 | 1 |
| <i>Nymphaea alba</i> L. | 12 | 3 |
| <i>Nymphoides peltata</i> (S.G. Gmelin) O. Kuntze | 10 | 2 |
| <i>Oenanthe aquatica</i> (L.) Poiret | 11 | 2 |
| <i>Oenanthe crocata</i> L. | 12 | 2 |
| <i>Oenanthe fluviatilis</i> (Bab.) Coleman | 10 | 2 |
| <i>Phalaris arundinacea</i> L.(= <i>Typhoides arundinacea</i> (L.) Moench) | 10 | 1 |
| <i>Phragmites australis</i> (Cav.) Trin. | 9 | 2 |
| <i>Polygonum amphibium</i> L. | 9 | 2 |
| <i>Polygonum hydropiper</i> L. | 8 | 2 |
| <i>Potamogeton acutifolius</i> Link | 12 | 3 |
| <i>Potamogeton alpinus</i> Balbis | 13 | 2 |
| <i>Potamogeton berchtoldii</i> Fieber | 9 | 2 |
| <i>Potamogeton coloratus</i> Hornem. | 20 | 3 |
| <i>Potamogeton compressus</i> L. | 6 | 3 |
| <i>Potamogeton crispus</i> L. | 7 | 2 |
| <i>Potamogeton friesii</i> Rupr. | 10 | 1 |
| <i>Potamogeton gramineus</i> L. | 13 | 2 |
| <i>Potamogeton lucens</i> L. | 7 | 3 |
| <i>Potamogeton natans</i> L. | 12 | 1 |
| <i>Potamogeton nodosus</i> Poiret | 4 | 3 |
| <i>Potamogeton obtusifolius</i> Mert.& Koch | 10 | 2 |
| <i>Potamogeton panormitanus</i> Biv.(= <i>Potamogeton pusillus</i> L.) | 9 | 2 |
| <i>Potamogeton pectinatus</i> L. | 2 | 2 |
| <i>Potamogeton perfoliatus</i> L. | 9 | 2 |
| <i>Potamogeton polygonifolius</i> Pourret | 17 | 3 |
| <i>Potamogeton praelongus</i> Wulfen | 13 | 2 |
| <i>Potamogeton trichoides</i> Cham.& Schelcht | 7 | 2 |
| <i>Potentilla palustris</i> (L.) Scop. | 16 | 3 |
| <i>Ranunculus aquatilis</i> L. | 11 | 2 |
| <i>Ranunculus circinatus</i> Sibth. | 10 | 2 |
| <i>Ranunculus flammula</i> L. | 16 | 3 |
| <i>Ranunculus fluitans</i> Lam. | 10 | 2 |
| <i>Ranunculus hederaceus</i> L. | 12 | 3 |
| <i>Ranunculus ololeucos</i> Lloyd | 19 | 3 |
| <i>Ranunculus omiophyllos</i> Ten. | 19 | 3 |
| <i>Ranunculus peltatus</i> Schrank. | 12 | 2 |
| <i>Ranunculus penicillatus</i> (Dumort.)Bab.var. <i>penicillatus</i> | 12 | 1 |
| <i>Ranunculus penicillatus</i> (Dumort.)Bab.var. <i>calcareus</i> | 13 | 2 |
| <i>Ranunculus trichophyllus</i> Chaix | 11 | 2 |
| <i>Rorippa amphibia</i> (L.) Besser | 9 | 1 |

| | | |
|---|----|---|
| <i>Sagittaria sagittifolia</i> L. | 6 | 2 |
| <i>Sirpus fluitans</i> L. | 18 | 3 |
| <i>Scirpus lacustris</i> L. (= <i>Schoenoplectus lacustris</i> Palla) | 8 | 2 |
| <i>Scirpus sylvaticus</i> L. | 10 | 2 |
| <i>Sparganium angustifolium</i> Michaux | 19 | 3 |
| <i>Sparganium emersum</i> Rehmman foglie corte (< 20 cm) | 13 | 2 |
| <i>Sparganium emersum</i> Rehmman foglie lunghe (>20 cm) | 7 | 1 |
| <i>Sparganium erectum</i> L. | 10 | 1 |
| <i>Sparganium minimum</i> Wallr. | 15 | 3 |
| <i>Spirodela polyrrhiza</i> (L.) Schleiden | 6 | 2 |
| <i>Trapa natans</i> L. | 10 | 3 |
| <i>Typha angustifolia</i> L. | 6 | 2 |
| <i>Typha latifolia</i> L. | 8 | 1 |
| <i>Vallisneria spiralis</i> L. | 8 | 2 |
| <i>Veronica anagallis-aquatica</i> L. | 11 | 2 |
| <i>Veronica beccabunga</i> L. | 10 | 1 |
| <i>Veronica catenata</i> Pennell | 11 | 2 |
| <i>Wolffia arhiza</i> (L.) Horkel & Wimmer | 6 | 2 |
| <i>Zannichellia palustris</i> L. | 5 | 1 |