

**PROTOCOLLO DI CAMPIONAMENTO E  
ANALISI PER LE MACROFITE DELLE ACQUE  
CORRENTI**

La realizzazione dei metodi per il campionamento e l'analisi degli elementi biologici di qualità delle acque dolci superficiali è stata coordinata dall'Agenzia per la Protezione dell'Ambiente e per i servizi Tecnici (APAT) in stretta collaborazione con il Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio e del Mare (MATTM).

L'elaborazione dei diversi protocolli è frutto della collaborazione di gruppi di lavoro, specifici per ogni elemento biologico. Si ringraziano vivamente i singoli esperti e i diversi Organismi ed Istituzioni che hanno collaborato per la realizzazione di questi metodi. L'impostazione, il coordinamento e la stesura finale dei diversi protocolli sono stati curati dal Servizio Metrologia Ambientale del Dipartimento Stato dell'Ambiente e Metrologia Ambientale in collaborazione con il Dipartimento Acque dell'APAT.

### **Componenti del Gruppo di lavoro:**

#### **MATTM - Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio e del Mare**

Sollazzo Caterina  
Scanu Gabriela  
Aste Fiorella

#### **APAT – Agenzia per la protezione dell'Ambiente e per i servizi Tecnici**

Belli Maria  
Balzamo Stefania  
Bernabei Serena  
Cadoni Fabio  
Martone Cristina

#### **ISS – Istituto Superiore di Sanità, Dip. Ambiente e connessa prevenzione primaria**

Cara Elisabetta  
Mancini Laura  
Marcheggiani Stefania  
Pace Giorgio

#### **ENEA**

Minciardi Maria Rita  
Spada Daniela

#### **ARPA Piemonte**

Fiorenza Antonietta  
Griselli Bona Piera

#### **Università La Sapienza, Roma – Dip. di Biologia Vegetale**

Pignatti Sandro  
Testi Anna

#### **APPA Trento**

Negri Paolo

#### **ARPA Toscana**

Cavalieri Susanna

**Il documento è stato redatto da:**

Bernabei Serena, Cara Elisabetta, Cavalieri Susanna, Fiorenza Antonietta, Griselli Bona  
Piera, Mancini Laura, Marcheggiani Stefania, Minciardi Maria Rita, Martone Cristina, Negri  
Paolo, Pace Giorgio, Pignatti Sandro, Spada Daniela, Testi Anna.

## INDICE

1. Introduzione .....	5
2. Scopo .....	5
3. Riferimenti normativi .....	5
4. Termini e definizioni .....	6
5. Strumentazione ed attrezzatura .....	6
5.1 In campo .....	6
5.2 In laboratorio .....	7
6. Procedura di campionamento.....	8
6.1 Periodo di campionamento.....	8
6.2 Scelta della stazione .....	8
6.3 Rilievo stazionario .....	8
6.4 Parametri di supporto al campionamento delle macrofite.....	9
6.5 Campionamento .....	9
6.6 Trattamento e conservazione dei campioni in campo .....	11
6.7 Attribuzione delle percentuali di copertura.....	11
7. Procedure analitiche.....	14
7.1 Trattamento e Conservazione dei campioni (in laboratorio).....	14
7.2 Identificazione .....	15
8 Archiviazione dei campioni.....	15
Chiavi Dicotomiche .....	16
Bibliografia .....	17
Allegato A .....	19
Esempio di targhetta d'identificazione.....	19

## **1. Introduzione**

Le macrofite acquatiche sono un gruppo definito su base ecologico-funzionale e comprendono i vegetali macroscopicamente visibili presenti negli ambienti acquatici, palustri e di greto che caratterizzano gli ambiti fluviali.

Questo raggruppamento è composto da angiosperme erbacee, pteridofite, briofite e da alghe filamentose. Oltre al loro importante ruolo ecologico, l'uso delle macrofite come indicatrici della qualità delle acque correnti si basa sul fatto che alcune specie e gruppi di specie, peraltro indicatrici di specifiche tipologie di acque correnti, sono sensibili alle alterazioni dei corpi idrici e risentono in modo differente dell'impatto antropico.

Pertanto, l'analisi della comunità a macrofite fornisce, sulla base delle variazioni dei popolamenti macrofitici presenti, indicazioni complessive sulla qualità dell'acqua e sul livello di alterazione dei corpi idrici.

Le macrofite sono una componente importante degli ecosistemi fluviali e possono essere utilizzate per rendere possibile il monitoraggio del loro stato ecologico. L'utilizzo di questi organismi nel monitoraggio è richiesto da numerose norme europee e nazionali (es. Direttiva Quadro sulle Acque 2000/60/CE, Direttiva sul Trattamento delle acque di scarico urbane 91/271/EEC, Direttiva Nitrati 91/676/EEC) a livello dei vari Stati Membri.

La metodologia proposta in questo documento è raccomandata principalmente per effettuare il campionamento e l'analisi delle macrofite nelle acque correnti, a carattere naturale e/o artificiale, per il monitoraggio dello stato ecologico (ai sensi della Direttiva 2000/60/CE) di tali ambienti. La metodologia può comunque essere utilizzata come base per attuare un monitoraggio che abbia finalità diverse dalla classificazione dello stato ecologico e per altre applicazioni.

## **2. Scopo**

Il presente documento definisce le modalità per il rilevamento delle macrofite nelle acque correnti finalizzato alla determinazione dello stato ecologico di un tratto di fiume, utilizzando questi organismi come elementi di qualità biologica.

Le cenosi a macrofite acquatiche sono studiate ormai da anni anche allo scopo di correlare composizione e struttura del popolamento con la qualità o, più genericamente, le caratteristiche degli ecosistemi fluviali in cui si rinvengono.

Il rilievo prevede la valutazione di composizione e abbondanza della flora macrofitica.

I campionamenti effettuati secondo questo protocollo costituiranno una base di partenza per la creazione di checklist che diventeranno parte integrante della metodica.

## **3. Riferimenti normativi**

- UNI EN 14184 : 2004 - Linee guida per la valutazione delle macrofite acquatiche nelle acque correnti.

- UNI EN 27828 – Guida al campionamento di macro-invertebrati bentonici mediante retino manuale.
- EN ISO 9391 - Water Quality – Sampling in deep waters for macro-invertebrates – Guidance on the use of colonization, qualitative and quantitative samples.
- 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 (GU L 327 del 22.12.2000, 1-72).

#### 4. Termini e definizioni

**stato ecologico:** espressione della qualità della struttura e del funzionamento degli ecosistemi acquatici associati alle acque superficiali;

**macrofite:** organismi vegetali acquatici formanti aggregati macroscopicamente visibili riferibili a Fanerogame, Pteridofite, Briofite, Alghe.

#### 5. Strumentazione ed attrezzatura

##### 5.1 In campo

- Dispositivi di protezione individuale<sup>1</sup>
- Binocolo
- Telemetro
- Mappe e foto aeree del sito di campionamento
- Stivali da campo
- Schede di campo
- Buste di plastica trasparente (tipo da freezer)
- Borsa frigo per campioni
- Lenti di ingrandimento da campo
- Chiavi dicotomiche e guide per l'identificazione
- GPS
- Macchina fotografica
- Rastrello
- Vaschette in plastica bianche

---

<sup>1</sup> Il campionamento e l'analisi in campo possono comportare dei rischi per gli operatori. Per tali motivi gli operatori che utilizzeranno questi protocolli dovranno essere formati per le attività di campionamento. Questo protocollo non ha lo scopo di definire i problemi sulla sicurezza associati al suo uso. È responsabilità degli Organi preposti all'utilizzo di definire i dispositivi più opportuni di protezione individuale e di individuare le azioni necessarie ad assicurare la sicurezza degli operatori secondo le disposizioni di legge.

Come testi di riferimento è possibile utilizzare le seguenti pubblicazioni: "APAT. Progetto Benchmarking. Linee guida per la valutazione del rischio chimico nei laboratori delle Agenzie Ambientali. Roma, 2006". e "APAT. Progetto Benchmarking. Linee guida per la valutazione del rischio nelle attività territoriali delle Agenzie Ambientali. Roma, 2006."

- Barattoli da 100 cc. con tappo e controtappo (contenitori per alghe e briofite)
- Cancelleria, matita e penna con inchiostro indelebile
- Corda metrata

#### *Corsi d'acqua profondi*

- Barca
- Corda metrata
- Equipaggiamento per osservazione subacquea
- Rastrello con manico estensibile

## **5.2 In laboratorio**

#### *Conservazione dei campioni*

- Fogli di giornale
- Graticcio
- Sacchetti di carta (tipo carta da pane)
- Formalina<sup>2</sup>
- Siringa o pipetta
- Cappa aspirante

#### *Riconoscimento ed identificazione*

- Stereoscopio
- Microscopio ottico
- Adattatore macchina fotografica per microscopio
- Vetrini e coprivetrini
- Lenti da orologio
- Pipette
- Vaschette
- Pinzette
- Lamette
- Bisturi
- Aghi montati
- Eventuali coloranti quali lugol per facilitare il riconoscimento delle strutture cellulari
- Scanner
- Guide, atlanti e chiavi dicotomiche per il riconoscimento

---

<sup>2</sup> Data la tossicità della formalina, tutte le operazioni che ne prevedono l'uso, dalla preparazione della formalina tamponata al riempimento dei barattoli contenenti i campioni, devono avvenire in laboratorio sotto cappa e sono, comunque, sottoposte a misure di sicurezza stringenti. I contenitori utilizzati, l'acqua di lavaggio ed i preparati, devono essere opportunamente smaltiti.

Altri fissativi quali alcool o lugol non mantengono la colorazione originale dei campioni, il che rende molto difficile la determinazione.

## **6. Procedura di campionamento**

### **6.1 Periodo di campionamento\***

Le macrofite acquatiche devono essere identificate a livello di specie (per le alghe è sufficiente quasi sempre il livello di genere) ed è perciò necessario avere a disposizione l'organismo completo di tutti i suoi apparati. Di conseguenza i campionamenti devono essere effettuati in corrispondenza del massimo sviluppo della vegetazione acquatica, in un periodo compreso tra la tarda primavera e l'inizio della stagione autunnale, indicativamente da marzo a ottobre in funzione delle differenze climatiche locali e del regime idrologico dei corsi d'acqua indagati. 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 i campionamenti dovrebbero essere effettuati 2 volte durante la stagione vegetativa; in linea di massima, il primo campionamento deve essere effettuato tra aprile e giugno e il secondo tra luglio e settembre.

Il campionamento deve essere realizzato a distanza di diversi giorni da una morbida, di decine di giorni da una piena. In tal modo, si ha la garanzia che la comunità sia strutturalmente integra e, nel contempo, che il livello dell'acqua sia ragionevolmente basso e che la torbidità sia ridotta consentendo un'adeguata visibilità nel tratto da indagare.

### **6.2 Scelta della stazione**

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

Si deve selezionare una stazione in cui sia presente la comunità. La ricerca della comunità deve essere fatta dall'interno del corso d'acqua, non è sufficiente una sommaria valutazione effettuata dalle sponde.

La stazione deve avere uno sviluppo longitudinale da 50 a 100 m in funzione delle dimensioni del corso d'acqua e dei livelli di copertura delle macrofite presenti.

Per poter giungere alla selezione del sito di campionamento bisogna effettuare una prima ispezione del tratto fluviale a piedi, esaminare le mappe, le fotografie aeree, identificare le potenziali sorgenti di inquinamento, impianti di fitodepurazione, allevamenti ittici, centri ad elevata densità di popolazione, ecc. Bisogna inoltre avere informazioni sull'utilizzo del suolo all'interno dell'area di bacino relativa al fiume che si deve monitorare. Localizzare ogni barriera fisica come serbatoi, dighe, canali di navigazione, fossati, scoli, ed ogni ostruzione fisica che possa influenzare la comunità di macrofite acquatiche.

### **6.3 Rilievo stazionario**

Inserire tutte le informazioni richieste nella Scheda di Rilevamento.

---

\* Le macrofite possono svilupparsi e raggiungere la maturità sessuale in tempi diversi durante il periodo vegetativo; di conseguenza, affinché i campionamenti effettuati lungo tratti contigui di uno stesso corso d'acqua siano comparabili, deve essere garantita una successione cronologica dei campionamenti molto ravvicinata.



Determinare l'esatta localizzazione geografica della stazione attraverso l'uso del GPS per una successiva georeferenziazione in GIS.

In prossimità della stazione, utilizzando la scheda di rilevamento, si misura l'ampiezza media dell'alveo bagnato al momento del rilevamento, l'ampiezza media dell'alveo di morbida, la lunghezza del tratto longitudinale considerato e si registra inoltre ogni osservazione rilevante per il tratto indagato (vd Allegato A).

E' opportuno scattare foto della stazione e di aspetti particolari ritenuti importanti.

#### 6.4 Parametri di supporto al campionamento delle macrofite

Ai fini di una caratterizzazione di maggior dettaglio della stazione, devono essere rilevati ed annotati sulla scheda di rilevamento e registrazione dati i valori relativi ad alcuni parametri fortemente condizionanti la distribuzione e la composizione delle comunità macrofitiche. La tabella 1 riporta i parametri idromorfologici e chimico-fisici che vanno rilevati durante il campionamento.

Parametri idromorfologici	Parametri fisico-chimici
Substrato	Temperatura
Corrente	Conducibilità
Torbidità	Ossigeno disciolto
Grado ombreggiatura	Nutrienti: Nitrati, ammonio, fosfati
	Parametri fisico - chimici (facoltativi) <sup>3</sup> : solidi sospesi, salinità, BOD, COD

Tab.1 - Parametri di supporto

#### 6.5 Campionamento

Sebbene il tempo speso nel rilevamento dei dati in campo possa essere ottimizzato, resta essenziale che vi sia un tempo sufficiente a registrare dati accurati e riproducibili, con una trascurabile variazione inter-operatore.

##### *Corsi d'acqua guadabili*

Nell'ambito della stazione si valuta la copertura complessiva della comunità a macrofite presente in acqua in termini di copertura percentuale della comunità rispetto alla superficie della stazione.

Successivamente, percorrendo controcorrente l'intero sviluppo della stazione ed andando, possibilmente, a zig zag, da un sponda all'altra, si rileva la presenza di 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 consentire, successivamente, una corretta determinazione. Per non influenzare lo sviluppo della comunità e soprattutto nel caso di specie rare è necessario e raccomandabile raccogliere solo il materiale strettamente necessario per l'identificazione.

<sup>3</sup> La Direttiva 2000/60/CE considera tali elementi di supporto al campionamento biologico; si ritiene comunque necessario effettuare le analisi degli elementi considerati in concomitanza con il campionamento delle macrofite.

La presenza dei taxa va annotata sulla Scheda di Rilevamento. Ripercorrendo la stazione in direzione opposta, si verifica la corretta individuazione di tutti i taxa presenti e si attribuiscono i valori di copertura percentuali ai diversi taxa.



**Fig. 1 - Esempi di macrofite presenti in corsi d'acqua guadabili**

### *Corsi d'acqua profondi*

Nel caso di corsi d'acqua profondi o non percorribili si possono utilizzare metodi alternativi che prevedono l'uso di una barca, l'osservazione subacquea, l'osservazione dalle rive, ed è previsto l'uso di appositi rastrelli con manico estensibile per il prelievo di campioni.

Può non essere possibile effettuare l'osservazione diretta di tutta la comunità, in tal caso l'utilizzo di un rastrello consente di effettuare campionamenti randomizzati, rappresentativi per la valutazione della composizione in taxa e abbondanza relativa.

In alcuni casi, qualora si sia accertata la presenza trascurabile di macrofite nella porzione centrale del corso d'acqua, si può limitare il rilievo alle porzioni laterali, spingendosi lungo le due sponde sin dove è possibile e raccogliendo campioni con il rastrello.



Fig. 2 – Esempi di macrofite presenti in corsi d’acqua profondi

## 6.6 Trattamento e conservazione dei campioni in campo

I campioni di fanerogame, felci e della maggioranza delle briofite vanno custoditi in sacchetti di plastica. Solitamente, il materiale campionato in una stazione può essere riposto in un solo sacchetto. Dentro i sacchetti va posta una targhetta (scritta a matita) con l’indicazione della stazione di rilevamento, data ed eventuali notazioni di identificazione (vd modulo allegato). I campioni di alghe vanno posti all’interno di barattoli di plastica chiusi con controtappo riempiti con acqua di raccolta; è consigliabile riporre in modo analogo anche piccole fanerogame (ad es. Lemna) e alcuni piccoli muschi ed epatiche.

I barattoli, che comunque devono essere completamente pieni d’acqua di raccolta, non devono essere riempiti per più della metà in biomassa vegetale.

I barattoli devono essere dotati di etichette sulle quali devono essere riportati a matita i dati relativi alla stazione di rilevamento, la data e eventuali notazioni utili per facilitare il riconoscimento dei campioni durante la determinazione.

## 6.7 Attribuzione delle percentuali di copertura

L’attribuzione delle percentuali di copertura è una parte importante del rilievo, rilevante per la successiva trattazione dei dati.

Innanzitutto occorre rilevare la copertura totale della comunità macrofita nell’ambito della stazione in esame. Il dato della copertura totale della comunità va espresso in termini di copertura percentuale della comunità macrofita rispetto alla superficie dell’alveo bagnato. I valori di copertura si esprimono secondo una scala che va da 5 a 100 secondo valori che coincidono comunque con numeri interi multipli di cinque.

Si consiglia di effettuare tale valutazione visivamente secondo modelli di stima quantitativi, altrimenti è possibile effettuare tale valutazione suddividendo, in senso figurato, la stazione in porzioni (secondo maglie 10x10 o in segmenti di 10 m di lunghezza) e valutando, quindi, la copertura in ciascuna porzione.

Successivamente bisogna passare a determinare i valori di copertura dei diversi taxa presenti. La totalità della comunità macrofita rinvenuta diventa ora 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) rappresentato dalla copertura dell'intera comunità macrofita.

Ovvero, anche se la copertura dell'intera comunità macrofita fosse comunque molto limitata (ad esempio 5%) la somma delle coperture percentuali dei singoli taxa che compongono tale comunità deve, comunque, ammontare a 100.

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.

Per procedere praticamente all'attribuzione delle percentuali è necessario individuare innanzitutto i taxa (o il taxon) più abbondanti, a questi si assegneranno valori di copertura elevati (>20). Nell'ambito dei taxa più abbondanti è necessario individuare l'eventuale netta predominanza di alcuni taxa (o di un singolo taxon). Nel caso sia presente un solo taxon ad esso sarà assegnato valore di copertura 100. Successivamente si individueranno i taxa ancora significativamente presenti ma con valori di copertura via via minori (15-5).




Ai taxa caratterizzati da presenza solo puntuale sarà attribuito un valore di copertura + analogamente a quanto previsto nel rilievo fitosociologico.

La somma dei valori di copertura attribuiti ai diversi taxa deve, alla fine, ammontare a 100. Il valore di copertura + non contribuisce alla somma complessiva.

E' importante che il processo di attribuzione delle coperture comporti una serie di osservazioni reiterate con conseguente correzione e riverifica delle valutazioni complessive sulle coperture dei vari taxa (controllando sempre che la somma delle coperture sia comunque 100); ciò è frequente soprattutto nel caso di stazioni a buona diversità floristica.

Di seguito è riportata una rappresentazione schematica relativa all'attribuzione delle percentuali di copertura.

Copertura totale della comunità a macrofite : 50%

copertura taxa A	25%	
copertura taxa B	50%	
copertura taxa C	25%	

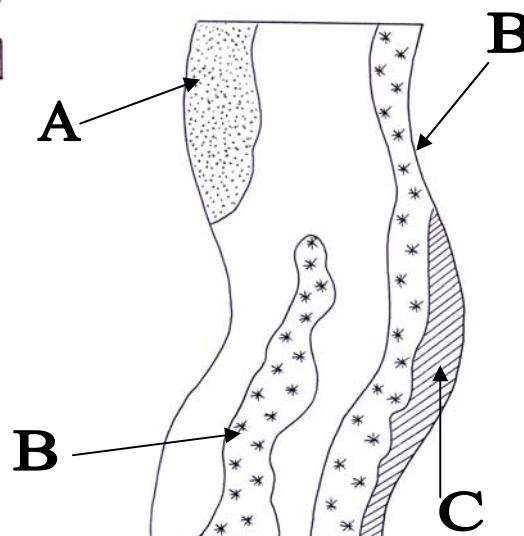


Fig.3 – Valutazione visiva secondo modelli di stima quantitativi

Successivamente, per esprimere correttamente la metrica abbondanza si deve procedere alla traduzione dei valori di copertura rilevati (considerando la copertura dell'intera comunità macrofitica come il totale rispetto al quale valutare la copertura percentuale dei vari taxa) in valori di copertura reali rispetto alla superficie dell'alveo bagnato nella stazione.

Praticamente, è necessario tradurre le percentuali di copertura dei singoli taxa, risultanti dall'osservazione in campo, in valori reali di copertura, calcolabili attraverso una proporzione, utilizzando il dato derivante dalla valutazione della copertura dell'intera comunità macrofitica, secondo la proporzione:

Copertura rilevata taxon A : 100 = cop.reale taxon A: cop.totale comunità a macrofite

Ovvero:

cop.reale taxon A = (cop.rilevata taxon A x cop.totale comunità a macrofite)/ 100

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

25 : 100 = cop.reale A : 50

50 : 100 = cop.reale B : 50

25 : 100 = cop.reale C : 50

ovvero:

cop. reale A=12,5

cop. reale B=25

cop. reale C=12,5

I valori reali così ottenuti potranno essere tradotti successivamente in coefficienti di copertura, in funzione della metodologia di valutazione utilizzata.

La procedura descritta per l'attribuzione delle percentuali di copertura deriva, nel suo complesso, dalle modalità definite per il rilievo fitosociologico.

Alla fine del rilievo, attraverso la compilazione della scheda di rilevamento, si ottiene un elenco floristico stazionale nel quale ad ogni taxa rinvenuto è associato un valore di copertura percentuale (rapportato al totale della comunità).

La vegetazione a macrofite può essere, talvolta, caratterizzata, in alcune stazioni, da una struttura pluristratificata (solitamente su due livelli). In tal caso, la procedura per l'attribuzione delle percentuali di copertura va applicata a ciascuno strato.

*Il campionamento e l'attribuzione delle percentuali per la componente algale e per alcuni muschi*

Per quanto riguarda la componente algale è necessario tenere presente che aggregati macroscopicamente omogenei possono, in realtà, essere costituiti da diversi generi algali. Quindi, non è possibile distinguere in campo i diversi generi algali e non è possibile attribuire correttamente le rispettive percentuali di copertura ai generi.

Un corretto campionamento delle alghe prevede innanzitutto l'individuazione di aggregati macroscopicamente omogenei visibili sulla base di colore, spessore, struttura degli agglomerati. Successivamente, per ciascuna delle tipologie individuate macroscopicamente, vanno raccolti subcampioni in più punti nell'ambito della stazione, al fine di ottenere un campione rappresentativo per quella tipologia algale.

In campo si procederà quindi all'attribuzione delle percentuali di copertura alle diverse tipologie algali macroscopicamente distinguibili.

L'attribuzione corretta delle percentuali di copertura dei taxa costituenti una tipologia algale macroscopicamente omogenea potrà essere fatta solo in laboratorio, esaminando il campione algale al microscopio, sulla base della valutazione delle abbondanze dei diversi taxa al microscopio.

Qualora nella stazione siano presenti più specie di muschi tra loro non facilmente distinguibili macroscopicamente si opera analogamente a quanto descritto per le alghe per il campionamento e l'attribuzione delle percentuali di copertura.

## **7. Procedure analitiche**

### **7.1 Trattamento e Conservazione dei campioni (in laboratorio)**

Qualora non fosse possibile una corretta identificazione delle specie di macrofite sul campo, è necessario portare i campioni in laboratorio per esami ulteriori. Bisogna comunque raccogliere solo il materiale strettamente necessario per l'identificazione. Ultimato il rilevamento, le macrofite raccolte nei sacchetti e nei barattoli, vengono riposte in una borsa frigo per evitare che marciscano durante il trasporto in laboratorio, dove verranno opportunamente conservate.

Se l'identificazione del materiale in laboratorio non viene effettuata immediatamente sarà necessario ricorrere a dei trattamenti, per mantenere il campione in buone condizioni. Per quanto riguarda le piante vascolari si può semplicemente mettere il materiale in frigorifero, ma il riconoscimento deve essere svolto comunque entro le 48 ore. I campioni di alghe se riposti in frigo, possono essere determinati entro 4-5 giorni.

#### *Procedimento di fissazione*

Le fanerogame, le felci ed i muschi di grandi dimensioni devono essere fatti seccare tra fogli di giornale avendo cura di disporle in modo tale da facilitare la conservazione di tutti gli organi della pianta; i campioni racchiusi tra fogli di giornale vanno impilati e messi a seccare sotto un peso. Per favorire l'essiccazione è consigliabile, inoltre, disporre le pile di fogli tra due graticci di legno per l'aerazione dei campioni.

E' necessario cambiare con una certa frequenza, soprattutto nei primissimi giorni (una volta al giorno), i fogli di giornale per impedire la formazione di muffe e la perdita del campione.

Le briofite devono essere conservate all'interno di sacchetti di carta; per le briofite e le epatiche raccolte in barattoli si deve far ricorso allo stesso procedimento di conservazione descritto di seguito per le alghe. Le alghe, qualora non vengano determinate entro 4-5 giorni, devono essere conservate dentro i barattoli aggiungendo all'acqua di raccolta un volume di formalina tamponata fino a raggiungere una diluizione pari al 5% all'interno del barattolo stesso.



**Fig. 4 - Essiccazione di fanerogame**



**Fig. 5 - Piante essiccate**



**Fig. 6 - Preparati algali**

## 7.2 Identificazione

È necessaria la determinazione a livello di specie per quel che riguarda le Angiosperme, le Pteridofite, e le Briofite, mentre per le Alghe la determinazione si ferma quasi sempre a livello di genere. È necessario l'utilizzo di chiavi analitiche specifiche per il riconoscimento dei vari gruppi tassonomici e dello stereoscopio e del microscopio ottico per osservare alcuni particolari anatomici che vengono richiesti per la corretta identificazione delle specie.

## 8 Archiviazione dei campioni

I campioni determinati devono essere conservati per permettere confronti e verifiche successive. Le fanerogame, le felci e le briofite una volta seccate possono essere conservate all'interno di fogli di giornale o spillate su fogli da erbario corredati da indicazioni relative al nome della specie, data e luogo di raccolta. Le alghe conservate nell'acqua di raccolta e fissate con formalina possono essere mantenute a lungo in luoghi freschi e bui. I barattoli devono essere indicati con il nome del taxa algale, data e luogo di raccolta del campione. E' inoltre consigliabile realizzare un archivio fotografico. Si suggerisce inoltre di eseguire una scansione del campione riportato in laboratorio, che unita alla foto eseguita sul campo e all'esemplare conservato, permetta la possibilità di identificazione da parte di specialisti in caso di dubbi.

## Chiavi Dicotomiche

Le chiavi dicotomiche utilizzate per la determinazione variano a seconda del gruppo sistematico di riferimento. Nel seguito vengono indicati alcuni manuali che possono essere utilizzati nella fase di determinazione:

### *Per le alghe:*

Bourrelly P. - 1966 - *Les algues d'eau douce*. - Éditions N. Boubée & Cie. Tome I-II-III.

John D. M., Whitton B.A., Brook A.J. - 2005 - *The Freshwater Algal Flora of the British Isles* - Cambridge University Press, 702 pp.

### *Per le epatiche:*

Paton J. A. - 1999 - *The Liverwort Flora of the British Isles* - Harley Books, 626 pp.

### *Per i muschi:*

Cortini Pedrotti C. - 2001 - *Flora dei muschi d'Italia* - Ed. Antonio Delfino, Vol I - II 1235 pp.

Smith A.J.E. - 2004 - *The Moss Flora of Britain & Ireland* - Cambridge University Press, 1012 pp.

### *Per le pteridofite e fanerogame:*

Merryweather J., Hill M. - 1992 - *The Fern Guide, An Introductory Guide to the Ferns, Clubmosses, Quillworts and Horsetails of the British Isles*. In: *Field studies* 8 (1992), 101-188.

Pignatti S. - 1982 - *Flora d'Italia*. - Edagricole, 3 voll.

### *Per i funghi:*

Igold C. T. - 1975 - *Guide to Aquatic Hyphomycetes* - Freshwater Biological Association Scientific Publication N° 30, 96 pp.



## Bibliografia

- AFNOR – 2003 – *Qualité de l'eau : Détermination de l'indice biologique macrophytique en rivière* (IBMR) – NF T 90-395.
- Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft – 2005 – *Instruction Protocol for the ecological Assessment of Running Waters for Implementation of the EU Water Framework Directive: Macrophytes and Phytobenthos.* – 89 pp.
- Bielli E., Buffagni A., Cotta Ramusino M., Crosa G., Galli P., Guzzi L., Guzzella L., Minciardi M.R., Spaggiari R., Zoppini A. - 1999 - Linee guida per la classificazione biologica delle acque correnti superficiali - *Manuale UNICHIM* 191, 59 pp.
- Bourrelly P. - 1966 - *Les algues d'eau douce.* - Éditions N. Boubée & Cie. Tome I-II-III.  
Centro Tematico Acque Interne e Marino Costiere – 2005 - *Metodologie analitiche della componente vegetazionale negli ambienti di acque correnti (Macrofite).* - 57 pp.
- Cortini Pedrotti C. – 2001 – *Flora dei muschi d'Italia* – Ed. Antonio Delfino, Vol I – II, 1235 pp.
- Newman J.R., Dawson F.H., Holmes N.T.H., Chadd S., Rouen K.J., Sharp L.- 1997 – Mean Trophic Rank: A User's Manual - Environment Agency – 129 pp.
- Haury J., Peltre M.C., Muller S., Tremolieres M., Barbe J., Dutartre A., Guerlesquin M. - 1996 - Des indices macrophytes pour estimer la qualite des cours d'eau francais: premières proposition. - *Écologie*, 233-244.
- Haury J., Peltre M. C., Muller S., Thiébaud G., Tremolieres M., Demars B., Barbe J., Dutatre A., Daniel H., Bernez I., Guerlesquin M., Lambert E. – 2000 – *Les macrophytes aquatiques bioindicateurs des systèmes lotique – Intérêts et limites des indices macrophytiques. Synthèse bibliographique des principales approches européennes pour le diagnostic biologique des cours d'eau* – UMR INRA-ENSA EQHC Rennes & CREUM-Phytoécologie Univ. Metz, Agence de l'Eau, Artois-Picardie : 101 pp. + ann.
- Igold C. T. – 1975 – *Guide to Aquatic Hyphomycetes* – Freshwater Biological Association Scientific Publication N° 30, 96 pp.
- John D. M., Whitton B.A., Brook A.J. – 2005 – *The Freshwater Algal Flora of the British Isles* – Cambridge University Press, 702 pp.
- Meilinger P., Schneider S., Melzer A. – 2005 - The Reference Index Method for the Macrophyte-Based Assessment of Rivers – a Contribution to the Implementation of the European Water Framework Directive in Germany – *Internat.Rev.Hydrobiol.* (2005) 90: 322-342.
- Merryweather J., Hill M. – 1992 – The Fern Guide, An Introductory Guide to the Ferns, Clubmosses, Quillworts and Horsetails of the British Isles. In: *Field studies* 8 (1992), 101-188.

Minciardi M.R., Rossi G.L., Azzollini R., Betta G. – 2003 – *Linee Guida per il biomonitoraggio di corsi d'acqua in ambiente alpino* – ENEA, Provincia di Torino.

Paton J. A. – 1999 – *The Liverwort Flora of the British Isles* – Harley Books, 626 pp.

Pignatti S. - 1982 - *Flora d'Italia*. - Edagricole, 3 voll.

Pignatti S. (ed.) – 1995 – *Ecologia Vegetale* – UTET

Schneider S., Melzer A. – The Trophic Index of Macrophytes (TIM) – a New Tool for Indicating the Trophic State of Running Waters – *Internat. Rev. of Hydrobiol.*, (2003) 88: 49-67.

Smith A.J.E. - 2004 - *The Moss Flora of Britain & Ireland*. - Cambridge University Press, 1012 pp.

## **Allegato A**

### **Esempio di targhetta d'identificazione**

Campione di macrofite	
Scheda di rilevamento n° _____	Campione n° _____
Fiume/Lago _____	Sito _____
Data _____	Operatore _____
*Nome taxa _____	
**NOTE: _____	
_____	
_____	

\* non obbligatorio in caso di utilizzo della targhetta in campo.

\*\* specificare la tipologia di substrato campionato e il tipo di conservante usato.