

**PROTOCOLLO DI CAMPIONAMENTO DEI
MACROINVERTEBRATI BENTONICI DEI
CORSI D'ACQUA GUADABILI**

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
Aste Fiorella
Scanu Gabriela

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

Mancini Laura
Ciadamidaro Simone
Pace Giorgio

CNR-IRSA

Buffagni Andrea
Pagnotta Romano

ARPA Piemonte

Battegazzore Maurizio
Morisi Angelo

Univ. Della Tuscia

Belfiore Carlo
Damiani Giovanni

ARPAS Sardegna

Floris Bruno

APPA Trento

Siligardi Maurizio

ARPA Lazio
Le Foche Marco
Casino Natale

Provincia di Viterbo
Andreani Paolo

Il documento è stato redatto da:

Andreani Paolo, Battezzatore Maurizio, Belfiore Carlo, Bernabei Serena, Buffagni Andrea, Casino Natale, Ciadamidaro Simone, Damiani Giovanni, Erba Stefania, Floris Bruno, Le Foche Marco, Mancini Laura, Martone Cristina, Morisi Angelo, Pace Giorgio, Pagnotta Romano, Siligardi Maurizio.

INDICE

1. Introduzione	6
2. Scopo.....	6
3. Riferimenti normativi	6
4. Termini e definizioni.....	7
5. Strumentazione ed attrezzatura	7
5.1 In campo.....	7
5.2 In laboratorio	8
6. Procedura di campionamento.....	9
6.1 Periodo di campionamento.....	9
6.2 Analisi preliminare del sito, stima della composizione in microhabitat e allocazione degli incrementi di campionamento.....	9
6.3 Campionamento	10
6.4 Descrizione delle modalità di campionamento nei singoli habitat.....	11
6.5 Sottocampionamento dei macroinvertebrati in campo.....	12
6.6 Parametri di Supporto.....	12
6.7 Etichettatura	13
7. Procedure analitiche	13
7.1 Conservazione del campione e trattamento preliminare	13
7.2 Identificazione e conteggio	13
Bibliografia di approfondimento	15
Allegato A	16
Scheda Microhabitat.....	16
Allegato B.....	18
Esempio di targhetta d'identificazione.....	18
Allegato C.....	20
Scheda di rilevamento organismi	20

1. Introduzione

I macroinvertebrati bentonici sono caratterizzati da una limitata mobilità, da un lungo ciclo vitale, dalla presenza di gruppi con differente sensibilità alle cause di alterazione e da molteplici ruoli nella catena trofica. Inoltre la relativa facilità di campionamento e di identificazione di questi organismi e la loro ampia diffusione nei corsi d'acqua rendono i macroinvertebrati bentonici particolarmente adatti all'impiego nel biomonitoraggio e nella valutazione della qualità dei fiumi.

In questo documento viene proposto un protocollo di campionamento da utilizzare per la determinazione della composizione e dell'abbondanza dei macroinvertebrati bentonici, finalizzate alla valutazione dello stato ecologico dei fiumi guadabili.

Il metodo proposto si basa su un approccio multi-habitat, che prevede una raccolta dei macroinvertebrati proporzionale all'estensione relativa dei diversi habitat osservati in un sito fluviale. La presenza degli habitat nel sito di campionamento oggetto d'indagine deve essere stimata prima di procedere al campionamento stesso.

2. Scopo

Questo protocollo stabilisce un metodo per il campionamento, la determinazione e la stima quantitativa dei macroinvertebrati bentonici dei fiumi guadabili come strumento per la valutazione della qualità di tali ambienti.

Obiettivo del metodo è la raccolta di campioni di organismi macrobentonici in linea con le richieste della 2000/60/EC.

3. Riferimenti normativi

- pREN Multi-Habitat:2006 Water Quality – Guidance on pro-rata Multi-Habitat sampling of benthonic invertebrates from wadeable rivers;
- UNI EN 27828:1996 : Qualità dell'acqua – Guida al campionamento di macroinvertebrati bentonici mediante retino manuale;
- UNI EN 28265:1995: Qualità dell'acqua – progettazione e utilizzo di campionatori quantitativi di macroinvertebrati bentonici su substrati rocciosi in acque dolci poco profonde;
- E.U., 2000. Direttiva 2000/60/EC del Parlamento e del Consiglio Europeo del 23 Ottobre 2000 che stabilisce un protocollo per l'azione comunitaria in materia di acque. Official Journal of the European Communities L 327, 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;
macroinvertebrati:	invertebrati visibili ad occhio nudo (> 0.5 mm);
taxa:	unità tassonomiche, per es. famiglie;
bentonicò:	appartenente al fondo di un ambiente acquatico;
substrato:	materiale naturale o non-naturale su cui vengono campionati i macroinvertebrati;
incremento:	macroinvertebrati raccolti in una singola applicazione dello strumento utilizzato;
campione:	insieme degli incrementi raccolti in un sito in una specifica data di campionamento;
microhabitat:	porzione dell'ambiente fluviale caratterizzata da omogeneità di substrato e condizioni idrauliche;
riffle:	rapide;
pool:	pozze.

5. Strumentazione ed attrezzatura

5.1 In campo

- Dispositivi di protezione individuale¹;
- stivali;
- contenitore in plastica da circa 50 ml per campione;
- vaschetta in plastica;
- pennarello indelebile, matita e biro;
- cartella di supporto con schede;
- macchina fotografica digitale;
- acqua distillata;
- borsa frigo per campioni.
- pinzette;
- lente (200 mm Ø) ;
- tavolini;
- sedie;
- secchi;
- provette falcon;
- piastre Petri.

¹ 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."

Fissativi

- Alcool 75 – 80%.

5.2 In laboratorio

Identificazione e conteggio

- microscopio ottico;
- microscopio stereoscopico;
- pinzette;
- piastre Petri;
- vetrini portaoggetti;
- vetrini coprioggetto;
- guide di identificazione e iconografie adatte all'habitat considerato.

5.3 Strumenti per il campionamento

Retino immanicato

Il retino immanicato viene utilizzato nel caso di habitat caratterizzati da profondità maggiori di 0,5m.

Il retino immanicato adottato deve essere compatibile con quanto contenuto nella norma EN 27828 e avere le seguenti caratteristiche:

- costruzione con materiale resistente ma non troppo pesante (ad es. lega di alluminio);
- imboccatura a telaio quadrato avente dimensioni preferibilmente di 250 x 250 mm;
- manico avente lunghezza di almeno 150 cm oppure più sezioni estensibili di manico con
- lunghezza complessiva almeno pari o superiore 150 cm (ad es. due sezioni di 100 cm, ecc.);
- sacco di rete con N. di maglie per cm lineare pari a 21, avente profondità di 60 cm.

L'aggiunta di un eventuale bicchiere terminale può aumentare la profondità a 80 cm.

Rete surber

L'uso del surber è indicato per tutti gli habitat non molto profondi (< 0,5 m e preferibilmente a campionario non completamente sommerso) a corrente elevata o scarsa.

La rete surber aperta è fornita di pareti laterali metalliche (in lega di alluminio), che individuano un'area pari a 0,1 m² (o 0,05 m²); la rete è aperta sul davanti. La forma dell'intelaiatura del retino è quadrata (o rettangolare).

Le caratteristiche della rete sono:

- dimensioni dell'intelaiatura che definiscono l'area di campionamento pari a
- 0,22 X 0,23 m e 0,32 X 0,32 m per aree unitarie rispettivamente di 0,05 e 0,1 m²;
- forma della rete a cono e di lunghezza approssimativa di 0,6-0,8 m;
- dimensioni delle maglie di 500 µm.

La rete può essere dotata della presenza di un bicchiere di raccolta nella parte terminale del sacco.

6. Procedura di campionamento

6.1 Periodo di campionamento

La maggior parte delle popolazioni di invertebrati bentonici sono soggette a cicli vitali stagionali; pertanto, per poter correttamente definire la composizione tassonomica di un sito, le abbondanze degli individui e la diversità, le stagioni di campionamento devono essere chiaramente stabilite. In molti tipi fluviali italiani, le stagioni migliori per il campionamento sono: inverno (febbraio, inizio marzo), tarda primavera (maggio), tarda estate (settembre). La stagione di campionamento più adatta è soprattutto legata al tipo fluviale in esame. In alcuni tipi fluviali il campione raccolto in diverse stagioni porta a risultati del tutto comparabili; in questi casi non è richiesta una particolare modulazione del campionamento nel corso dell'anno. tuttavia, in ogni caso, è indispensabile procedere al campionamento in regime di magra e di morbida derivate da portate decrescenti.

Va evitato il campionamento in una o più delle seguenti situazioni:

- durante o subito dopo eventi di piena (si consiglia di attendere almeno due settimane per consentire la completa ricolonizzazione dei substrati);
- durante o subito dopo periodi di secca estrema (si consiglia di attendere almeno quattro settimane);
- impedimenti a causa di fattori ambientali nella stima dell'estensione relativa degli habitat (ad esempio in caso di elevata torbidità). In quest'ultimo caso, se il campionamento viene effettuato egualmente, è possibile segnalare sulla Scheda Microhabitat che il campionamento è avvenuto in condizioni non ottimali per la corretta quantificazione della presenza dei diversi microhabitat.

6.2 Analisi preliminare del sito, stima della composizione in microhabitat e allocazione degli incrementi di campionamento.

Il sito campionato deve essere rappresentativo di un tratto più ampio del fiume in esame cioè, se possibile, dell'intero corpo idrico come previsto dalla Direttiva 2000/60.

La procedura di campionamento richiede un'analisi della struttura in habitat del sito. Dopo aver selezionato l'idonea sezione fluviale adatta alla raccolta del campione di invertebrati acquatici si richiede la compilazione della "scheda rilevamento microhabitat" (allegato A) che includa i seguenti punti:

- 1) identificazione dei mesohabitat;
- 2) riconoscimento dei microhabitat presenti;
- 3) valutazione della loro estensione relativa (percentuali);
- 4) attribuzione del numero di incrementi per ciascun microhabitat.

Dopo la compilazione della scheda si procede alla stima delle percentuali di presenza nel sito dei singoli microhabitat e si definisce il numero di unità di campionamento (incrementi) da raccogliere in ciascun microhabitat.

Dal momento che il numero totale di incrementi da raccogliere è 10 la percentuale di occorrenza dei singoli habitat viene registrata a intervalli del 10%. Ogni 10% corrisponderà quindi ad un incremento. Per definire le percentuali di occorrenza dei microhabitat, il substrato minerale e quello biotico devono essere considerati come un unico insieme. La somma di tutti gli habitat registrati (minerali e biotici) deve dare 100%.

All'interno del tratto fluviale esaminato, gli incrementi devono essere adeguatamente distribuiti tra centro alveo e rive, habitat lentici ed habitat lotici.

Il numero di incrementi da effettuare in ciascun microhabitat viene attribuito in relazione all'estensione relativa (percentuale) dei singoli microhabitat. La tabella 1 fornisce una lista dei principali microhabitat che include nove microhabitat minerali e otto biotici.

Tab. 1 - Lista e descrizione dei principali microhabitat rinvenibili nei fiumi italiani.

Microhabitat	Codice	Descrizione
Limo/Argilla < 6 μ	ARG	Substrati limosi, anche con importante componente organica, e/o substrati argillosi composti da materiale di granulometria molto fine che rende le particelle che lo compongono adesive, compattando il sedimento che arriva talvolta a formare una superficie solida.
Sabbia 6 μ -2 mm	SAB	Sabbia fine e grossolana
Ghiaia 0,2-2 cm	GHI	Ghiaia e sabbia grossolana (con predominanza di ghiaia)
Microlithal* 2- 6 cm	MIC	Pietre piccole
Mesolithal* 6-20 cm	MES	Pietre di medie dimensioni
Macrolithal* 20-40 cm	MAC	Pietre grossolane della dimensione massima di un pallone da rugby
Megalithal* > 40 cm	MGL	Pietre di grosse dimensioni, massi, substrati rocciosi di cui viene campionata solo la superficie
Artificiale (e.g. cemento)	ART	Cemento e tutti i substrati immessi artificialmente nel fiume
Igropetrico	IGR	Sottile strato d'acqua su substrato solido generalmente ricoperto di muschi

¹ (le dimensioni indicate si riferiscono all'asse intermedio)

Alghe	AL	Principalmente alghe filamentose; anche Diatomee o altre alghe in grado di formare spessi feltri perifitici
Macrofite sommerse muschi,	SO	Macrofite acquatiche sommerse. Sono da includere nella categoria anche Characeae, etc.
Macrofite emergenti	EM	Macrofite emergenti radicate in alveo (e.g. <i>Thypha</i> , <i>Carex</i> , <i>Phragmites</i>)
Parti vive di piante terrestri (TP)	TP	Radici fluitanti di vegetazione riparia (e.g. radici di ontani)
Xylal (legno)	XY	Materiale legnoso grossolano e.g. rami, legno morto, radici (diametro almeno pari a 10 cm)
CPOM	CP	Deposito di materiale organico particellato grossolano (foglie, rametti)
FPOM	FP	Deposito di materiale organico particellato fine
Film batterici <i>Beggiatoa</i> ,	BA	Funghi e sapropel (e.g. <i>Sphaerotilus</i> , <i>Leptomitus</i>), solfobatteri (e.g. <i>Thiothrix</i>)

6.3 Campionamento

Il campionamento deve essere iniziato dal punto più a valle dell'area oggetto d'indagine proseguendo verso monte, in modo da non disturbare gli habitat prima del campionamento.

La tecnica di campionamento con la rete Surber prevede l'utilizzo delle mani (sempre con l'ausilio di guanti di adeguata lunghezza) per la rimozione del substrato ed è importante che la rete sia ben aderente al fondo e che sia posizionata controcorrente. Nel caso di uso di retino immanicato si può procedere al campionamento sia utilizzando i piedi per smuovere il fondo, sia utilizzando le mani. Il campionamento utilizzando i piedi per smuovere il fondo tramite retino immanicato, è sicuramente necessario per gli habitat caratterizzati da elevata profondità dell'acqua (> 40 cm); in tali condizioni, il campionario deve essere tenuto verticale, in opposizione alla corrente, a valle dei piedi dell'operatore e il substrato fluviale deve essere rimosso con energia tramite il movimento dei piedi che devono smuovere dal fondo del fiume substrato e animali.

In entrambi i casi il campione viene raccolto smuovendo il substrato localizzato a monte della rete in un'area definita (vedi norma EN 27828). Il campionamento dovrà essere effettuato su un'area complessiva di 0,5 m². L'area di 0,5 m² si raggiunge raccogliendo 10 incrementi ciascuno di area pari a 0,05 m². Nonostante il campione finale sia costituito dal totale degli incrementi raccolti, per facilità di smistamento degli animali, gli incrementi caratterizzati da presenza di detrito vegetale e quelli effettuati su substrati fini possono, se necessario, essere raccolti e smistati separatamente (e.g. argilla, sabbia) dal resto degli incrementi.

6.4 Descrizione delle modalità di campionamento nei singoli habitat

Nel seguito sono riportati alcuni accorgimenti da utilizzare per il campionamento in alcuni microhabitat specifici.

Megalithal (roccia e grossi massi)

Nel caso dell'habitat *megalithal*, può essere efficacemente campionata solo la superficie della roccia e/o dei grossi massi. Infatti, a causa delle sue dimensioni, tale substrato non è di norma sollevabile. In questo caso la superficie del *megalithal* deve essere raschiata in diverse posizioni (sulla parte anteriore e sui lati dell'eventuale masso), spostando se necessario la rete sulla superficie del *megalithal*, in modo da rispettare comunque la superficie da campionare.

Ove siano presenti, e incluse tra gli habitat da campionare, aree caratterizzate da substrato di grandi dimensioni (cioè Mega e Macrolithal), l'uso della rete Surber mediante la tecnica tradizionale può risultare difficoltoso.

Macrolithal e mesolithal (pietre e ciottoli)

Il campionamento inizia smuovendo il substrato in superficie per rimuovere gli organismi più superficiali.

Si procede spostando le pietre e pulendole a fondo per favorire il distacco degli organismi sessili. Il campionamento sul fondo del corso d'acqua viene effettuato fino ad una profondità di circa 10-15 cm. Per facilitare la rimozione del substrato ci si può avvalere dell'uso di un cacciavite o altro attrezzo idoneo alla rimozione dal fondo. Nelle aree caratterizzate da una corrente scarsa si deve creare una corrente con il movimento delle mani in modo da indurre gli animali ad entrare nella rete.

Microlithal e substrati a granulometria fine (piccole pietre, ghiaia, sabbia)

Nel caso della presenza di questa tipologia di habitat, è necessario muovere il substrato fino a una profondità di 5-10 cm nell'area delimitata a monte del posizionamento della rete stessa. La movimentazione del substrato deve essere effettuata cercando di evitare che grandi quantità di substrato fine entrino nella rete.

In caso di corrente molto scarsa, si suggerisce di smuovere il substrato e, se necessario, canalizzare il flusso con le mani affinché gli animali entrino nella rete; in tali condizioni è

possibile muovere la rete nella colonna d'acqua attraverso la nuvola dei sedimenti eventualmente sollevati, catturando gli animali che si sono staccati dal substrato.

Xylal

Il campionamento deve essere effettuato cercando di evitare la raccolta di materiale legnoso depositatosi in tempi molto recenti e quindi non ancora ben colonizzato. Il metodo migliore per separare gli organismi dal supporto legnoso è quello di prelevare il materiale legnoso, riporlo in una vaschetta/secchio e lavarlo con vigore in acqua in modo che gli animali si staccino dal substrato.

Parti vive di piante terrestri – TP (radichette sommerse alla base della sponda)

Dopo avere posizionato la rete attorno alle radici, avendo cura di non lasciare spazi vuoti, si procede a scuotere vigorosamente le radici all'interno della rete, ripulendole dagli animali.

CPOM (detrito fogliare)

Una volta raccolto, il detrito fogliare deve essere accuratamente lavato per favorire il distacco degli animali dal detrito organico. È bene tenere separato il CPOM dagli altri incrementi per facilitarne lo smistamento.

Macrofite (emergenti e sommerse)

Il campionamento avviene smuovendo le macrofite nell'area da campionare. Se l'attività di monitoraggio richiede un'analisi di dettaglio si dovrebbero asportare – ed eventualmente portare in laboratorio – alcuni campioni di macrofite per un'ispezione più accurata che consenta la cattura dei taxa che non vengono facilmente rimossi dal semplice vigoroso lavaggio delle macrofite durante il campionamento.

6.5 Sottocampionamento dei macroinvertebrati in campo

Durante lo smistamento in campo dei taxa bentonici, è possibile effettuare, limitatamente ai taxa che presentano densità elevate, un processo di sottocampionamento. A tal proposito, sarà opportuno, dopo aver distribuito uniformemente il campione nelle vaschette di smistamento o nei secchi, prelevare aliquote via via minori di campione da analizzare. Ad esempio, se alcuni taxa presentano densità molto elevate, si potrà procedere alla raccolta ad esempio di Gammaridae, Baetidae, Tubificidae, Hydropsychidae, dopo aver prelevato ad esempio, mediante successivi trasferimenti, circa il 50% del 25% del campione (cioè un ottavo dello stesso). Si avrà cura di segnare sull'apposita scheda di rilevamento degli organismi (Allegato C) il fattore di sottocampionamento utilizzato per i singoli taxa. Potrà essere utile procedere ad un frazionamento multiplo del campione, ripetendo la stima per uno, due o più sottocampioni. Il computo totale degli organismi di ciascuno di tali taxa deriverà quindi dalla somma degli individui effettivamente raccolti (prima della stima) e del numero stimato attraverso la moltiplicazione di quelli presenti nel sottocampione/i considerato/i per il fattore di sottocampionamento.

6.6 Parametri di Supporto

Ai fini di una caratterizzazione di maggior dettaglio della stazione, devono essere annotati sulla "Scheda microhabitat" i valori relativi a parametri quali pH, conducibilità, ossigeno e

temperatura, in quanto parametri fortemente condizionanti la distribuzione e la composizione delle comunità macrobentoniche.

6.7 Etichettatura

Etichettare il campione con riferimenti circa (vd modulo allegato):

- data di campionamento
- stazione
- nome del fiume
- area di campionamento (riffe/pool)
- n° di incrementi a cui il campione corrisponde

7. Procedure analitiche

7.1 Conservazione del campione e trattamento preliminare

Per il trattamento del campione in campo ed in laboratorio e per la conservazione si rimanda al manuale Ghetti (1997).

7.2 Identificazione e conteggio

Il livello di identificazione tassonomica minimo richiesto è quello riportato in tab. 3; in genere il campione può essere smistato *in toto* sul campo. Gli individui raccolti con la rete vengono trasferiti in vaschette e quindi si procede allo smistamento e alla stima delle abbondanze dei diversi taxa. In generale si richiede il conteggio preciso degli organismi fino alla soglia dei dieci individui. Per i taxa il cui numero di individui supera tale soglia si ritiene praticabile fornire direttamente un'indicazione della stima mediante conteggio approssimativo, anziché limitarsi a valutare solo la classe di abbondanza.

Per la maggior parte dei taxa, sarà possibile effettuare la stima finale dell'abbondanza direttamente in campo, mentre per alcuni organismi, quelli che richiedono controlli o approfondimenti tassonomici, sarà necessaria una verifica in laboratorio.

Tab. 2 - Limiti per la definizione delle Unità Sistematiche (U.S.) di macroinvertebrati

Gruppi faunistici	Livelli di determinazione tassonomica per definire le "Unità Sistematiche"
Plecotteri	genere
Efemerotteri	genere
Tricotteri	famiglia
Coleotteri	famiglia
Odonati	genere
Ditteri	famiglia
Eterotteri	famiglia
Crostacei	famiglia
Gasteropodi	famiglia
Bivalvi	famiglia

Tricladi	genere
Irudinei	genere
Oligocheti	famiglia

Bibliografia di approfondimento

APAT & IRSA-CNR, 2003. Metodi Analitici per le Acque. Indicatori biologici. 9010. Indice biotico esteso (I.B.E.). APAT Manuali e Linee guida 29/2003 (vol.3): 1115-1136.

AQEM CONSORTIUM, 2002. Manual for the application of the AQEM system. A comprehensive method to assess European streams using benthic macroinvertebrates, developed for the purpose of the Water Framework Directive. Version 1.0.

BUFFAGNI A., ERBA S., (2007). Macroinvertebrati acquatici e Direttiva 2000/60/EC (WFD) – Parte A. Metodo di campionamento per i fiumi guidabili. Notiziario dei Metodi Analitici. In pubblicazione.

EUROPEAN COMMUNITY, 2000. 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. Official Journal of the European Communities L 327, 22.12.2000: 1-72.

FURSE M. T., HERING D., MOOG O., VERDONSCHOT P.F.M., SANDIN L., BRABEC K., GRITZALIS K., BUFFAGNI A., PINTO P., FRIBERG N., MURRAY-BLIGH J., KOKES, J., ALBER R., USSEGLIO- OLATERA P., HAASE P., SWEETING R., BIS B., SZOSZKIEWICZ K., SOSZKA H., SPRINGE G., SPORKA F. & RNO I., 2006. The STAR project: context, objectives and approaches. *Hydrobiologia* 566: 3-29.

GHETTI P. F., 1997. Indice Biotico Esteso (I.B.E.). I macroinvertebrati nel controllo della qualità degli ambienti di acque correnti. Provincia Autonoma di Trento, pp. 222.

Guide per il riconoscimento:

Sansoni G. (1988): “Atlante per il riconoscimento dei macroinvertebrati dei corsi d’acqua italiani”, Provincia Autonoma di Trento, Centro Italiano Studi di Biologia Ambientale.

Allegato A
Scheda Microhabitat

Allegato B
Esempio di targhetta d'identificazione

Campione di Macroinvertebrati

Scheda di rilevamento n° _____ Campione n° _____

Fiume/Lago _____ Sito _____

Data _____ Operatore _____

****NOTE:** _____

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

Allegato C
Scheda di rilevamento organismi

<i>fiume</i>	<i>località</i>
<i>data</i>	<i>operatore</i>

Surber
 Retino

		1 10	10 100	101 200	201 300	> 300
PLEC	<i>Amphinemura</i>					
	<i>Brachyptera</i>					
	<i>Capnia</i>					
	<i>Capnioneura</i>					
	<i>Capnopsis</i>					
	<i>Chloroperla</i>					
	<i>Dictyogenus</i>					
	<i>Dinocras</i>					
	<i>Isogenus</i>					
	<i>Isoperla</i>					
	<i>Leuctra</i>					
	<i>Nemoura</i>					
	<i>Nemurella</i>					
	<i>Perla</i>					
	<i>Perlodes/Besdolus</i>					
	<i>Protonemura</i>					
	<i>Rhabdiopteryx</i>					
	<i>Siphonoperla</i>					
	<i>Taeniopteryx</i>					
	<i>Tyrrhenoleuctra</i>					
	<i>Xanthoperla</i>					
	Plecopteri altri gen.					
TRIC	<i>Beraeidae</i>					
	<i>Brachycentridae</i>					
	<i>Ecnomidae</i>					
	<i>Glossosomatidae</i>					
	<i>Goeridae</i>					
	<i>Helicopsychidae</i>					
	<i>Hydropsychidae</i>					
	<i>Hydroptilidae</i>					
	<i>Lepidostomatidae</i>					
	<i>Leptoceridae</i>					
	<i>Limnephilidae</i>					
	<i>Odontoceridae</i>					
	<i>Philopotamidae</i>					
	<i>Phryganeidae</i>					
	<i>Polycentropodidae</i>					
	<i>Psychomyidae</i>					
	<i>Rhyacophilidae</i>					

	<i>Sericostomatidae</i>						
			1 10	10 100	101 200	201 300	> 300
	<i>Thremmatidae</i>						
	Tricotteri altre fam.						
EFEM	<i>Ametropus</i>						
	<i>Baetis</i>						
	<i>Brachycercus</i>						
	<i>Caenis</i>						
	<i>Centroptilum</i>						
	<i>Choroterpes</i>						
	<i>Cloeon</i>						
	<i>Ecdyonurus</i>						
	<i>Electrogena</i>						
	<i>Epeorus</i>						
	<i>Ephemera</i>						
	<i>Ephemerella</i>						
	<i>Ephoron</i>						
	<i>Habroleptoides</i>						
	<i>Habrophlebia</i>						
	<i>Heptagenia</i>						
	<i>Oligoneuriella</i>						
	<i>Paraleptophlebia</i>						
	<i>Potamanthus</i>						
	<i>Procloeon</i>						
	<i>Pseudocentroptilum</i>						
	<i>Rhithrogena</i>						
	<i>Siphonurus</i>						
	<i>Torleya</i>						
	<i>Thraulius</i>						
ODON							
	<i>Aeschna</i>						
	<i>Anax</i>						
	<i>Boyeria</i>						
	<i>Brachythemis</i>						
	<i>Brachytron</i>						
	<i>Calopteryx</i>						
	<i>Cercion</i>						
	<i>Ceriagrion</i>						
	<i>Chalcolestes</i>						
	<i>Coenagrion</i>						
	<i>Cordulegaster</i>						
	<i>Cordulia</i>						
	<i>Crocothemis</i>						
	<i>Enallagma</i>						
	<i>Epitheca</i>						
	<i>Erithromma</i>						

			1 10	10 100	101 200	201 300	> 300
	<i>Gomphus</i>						
	<i>Hemianax</i>						
	<i>Ischnura</i>						
	<i>Ladona</i>						
	<i>Lestes</i>						
	<i>Leucorrhinia</i>						
	<i>Libellula</i>						
	<i>Lyndenia</i>						
	<i>Onychogomphus</i>						
	<i>Ophiogomphus</i>						
	<i>Orthetrum</i>						
	<i>Oxygastra</i>						
	<i>Paragomphus</i>						
	<i>Platetrum</i>						
	<i>Platycnemis</i>						
	<i>Pyrrhosoma</i>						
	<i>Selysiothemis</i>						
	<i>Somatochlora</i>						
	<i>Stylurus</i>						
	<i>Sympecma</i>						
	<i>Sympetrum</i>						
	<i>Tarnetrum</i>						
	<i>Trithemis</i>						
	Odonati altri gen.						
COLE	<i>Chrysomelidae</i>						
	<i>Dryopidae</i>						
	<i>Dytiscidae</i>						
	<i>Elminthidae = Elmidae</i>						
	<i>Eubriidae</i>						
	<i>Gyrinidae</i>						
	<i>Haliplidae</i>						
	<i>Helodidae = Scirtidae</i>						
	<i>Helophoridae</i>						
	<i>Hydraenidae</i>						
	<i>Hydrochidae</i>						
	<i>Hydrophilidae</i>						
	<i>Hydroscaphidae</i>						
	<i>Hygrobiiidae</i>						
	<i>Limnebiidae</i>						
	<i>Spercheidae</i>						
	<i>Sphaeridiidae</i>						
	Coleotteri altre fam.						

			1 10	10 100	101 200	201 300	> 300
DITT	<i>Anthomyidae/Muscidae</i>						
	<i>Athericidae</i>						
	<i>Blephariceridae</i>						
	<i>Ceratopogonidae</i>						
	<i>Chaoboridae</i>						
	<i>Chironomidae</i>						
	<i>Cordyluridae</i>						
	<i>Culicidae</i>						
	<i>Cylindrotomidae</i>						
	<i>Dixidae</i>						
	<i>Dolichopodidae</i>						
	<i>Empididae</i>						
	<i>Ephydriidae</i>						
	<i>Limoniidae</i>						
	<i>Psychodidae</i>						
	<i>Ptychopteridae</i>						
	<i>Rhagionidae</i>						
	<i>Sciomyzidae</i>						
	<i>Simuliidae</i>						
	<i>Stratiomyidae</i>						
	<i>Syrphidae</i>						
	<i>Tabanidae</i>						
	<i>Thaumaleidae</i>						
	<i>Tipulidae</i>						
	Ditteri altre fam.						
ETER	<i>Aphelocheiridae</i>						
	<i>Corixidae</i>						
	<i>Gerridae</i>						
	<i>Hebridae</i>						
	<i>Hydrometridae</i>						
	<i>Mesoveliidae</i>						
	<i>Naucoridae</i>						
	<i>Nepidae</i>						
	<i>Notonectidae</i>						
	<i>Ochteridae</i>						
	<i>Pleidae</i>						
	<i>Veliidae</i>						
	Eterotteri altre fam.						
CROS	<i>Asellidae</i>						
	<i>Astacidae</i> *						
	<i>Atyidae</i>						

			1 10	10 100	101 200	201 300	> 300
	<i>Crangonyctidae</i>						
	<i>Gammaridae</i>						
	<i>Niphargidae</i>						
	<i>Ostracoda</i>						
	<i>Palaemonidae</i>						
	<i>Potamidae</i>						
	<i>Spinicaudata</i>						
	Crostacei altre fam.						
GAST	<i>Acroloxidae</i>						
	<i>Ancylidae</i>						
	<i>Bythiniidae</i>						
	<i>Emmericiidae</i>						
	<i>Hydrobioidea</i>						
	<i>Lymnaeidae</i>						
	<i>Neritidae</i>						
	<i>Physidae</i>						
	<i>Planorbidae</i>						
	<i>Pyrgulidae</i>						
	<i>Valvatidae</i>						
	<i>Viviparidae</i>						
	Gasteropodi altre fam.						
BIVA	<i>Dreissenidae</i>						
	<i>Pisidiidae</i>						
	<i>Sphaeriidae</i>						
	<i>Unionidae</i>						
	Bivalvi altre fam.						
IRUD	<i>Batracobdella</i>						
	<i>Cystobranchnus</i>						
	<i>Dina</i>						
	<i>Erpobdella</i>						
	<i>Glossiphonia</i>						
	<i>Haemopsis</i>						
	<i>Helobdella</i>						
	<i>Hemiclepsis</i>						
	<i>Hirudo</i>						
	<i>Limnatis</i>						
	<i>Piscicola</i>						
	<i>Placobdella</i>						
	<i>Theromyzon</i>						
	<i>Trocheta</i>						
	Irudinei altri gen.						

			1 10	10 100	101 200	201 300	> 300
OLIG	<i>Enchytraeidae</i>						
	<i>Haplotaxidae</i>						
	<i>Lumbricidae</i> e/o <i>Criodrilidae</i>						
	<i>Lumbriculidae</i>						
	<i>Naididae</i>						
	<i>Propappidae</i>						
	<i>Tubificidae</i>						
	Oligocheti altre fam.						
TRICLA	<i>Crenobia</i>						
	<i>Dendrocoelum</i>						
	<i>Dugesia</i>						
	<i>Planaria</i>						
	<i>Polycelis</i>						
	Tricladi altri gen.						
ALTRI	<i>Briozoa</i>						
	<i>Gordiidae</i>						
	<i>Hydracarina</i>						
	<i>Prostoma</i> (Nemertini)						
	<i>Osmylidae</i>						
	<i>Sialidae</i>						
	<i>Spongillidae</i>						
	Altri taxa						