



Museo di Storia Naturale
Dipartimento di Biologia Evolutiva e Funzionale
Università degli Studi di Parma

**Esposizione del metodo di Vittorio Parisi
per la valutazione della Qualità Biologica del Suolo (QBS)
e proposta di standardizzazione delle procedure**

Lorenzo D'Avino

Parma, aprile 2002

In collaborazione con:

[Vittorio Parisi](#), [Cristina Menta](#) Museo di Storia Naturale di Parma
[Enrico Mozzanica](#) Arpa Emilia-Romagna sezione di Parma
[Ciro Gardi](#) Dip. Scienze ambientali Università di Parma



Ricerca applicata sovvenzionata da [Regione Emilia-Romagna](#) e [Fondo Sociale Europeo](#)

Tramite il [Consorzio Spinner](#)



Premessa

Il metodo di valutazione della qualità biologica del suolo (QBS), in relazione alla presenza di micrortrapodi edafici, è stato ideato nel 1998 da Vittorio Parisi. Inizialmente lo scopo era quello di individuare un metodo che permettesse di caratterizzare speditamente la maturità dei suoli in ambiente forestale. I suoli maturi sono caratterizzati da una elevata disponibilità di sostanza organica e di acqua e, a causa del carattere conservativo del suolo, avrebbero dovuto ospitare organismi maggiormente adattati alla vita ipogea. Utilizzando il consolidato concetto ecologico di Forma Biologica ed analizzando le convergenze morfologico-funzionali dei microartropodi edafici, Vittorio Parisi ha attribuito un peso diverso ai gruppi che caratterizzano la struttura della comunità edafica ed ha così definito gli indici ecomorfologici (EMI), che poi ha parzialmente modificato in seguito a nuove acquisizioni.

L'innovazione, rispetto ad altri metodi diagnostici per valutare la qualità del suolo quali ad esempio l'IQ o il rapporto Acari/Collemboli, è che tale metodo prescinde dal numero di individui presenti nel campione. L'abbondanza di microartropodi nel campione, infatti, risulta dipendente da molte variabili locali e necessita di studi statistici per essere valutata correttamente, mentre la composizione della biocenosi sembra essere più stabile e più facilmente riconducibile al livello di degrado o maturità di un suolo. Rispetto a metodi che utilizzano un solo gruppo come bioindicatore, il metodo QBS presenta il vantaggio di non dover raggiungere il livello di specie, aumentando l'applicabilità del metodo: si riducono infatti sia i tempi necessari alla produzione del dato sia i tempi per la formazione degli operatori.

Alla sperimentazione del metodo hanno contribuito numerosi laureandi, borsisti e ricercatori tra cui C. Gardi, C. Menta, P. Peretti, L. Ferri, che lo hanno applicato a suoli forestali e agricoli al fine di analizzare la fertilità di agroecosistemi sotto vari aspetti, ovvero l'efficacia di interventi di ingegneria naturalistica o ancora il rapporto tra suoli e popolazioni di uccelli nidificanti.

Al momento attuale presso il Museo di Storia Naturale di Parma sono in corso diversi studi che applicano il metodo a suoli urbani, aree di parco, lotti agricoli sperimentali, agroecosistemi trattati con fanghi di depurazione, compost, suoli di ricolonizzazione in aree di cava, boschi planiziali e suoli forestali incendiati.

Parallelamente a questo metodo, Vittorio Parisi ha messo a punto un metodo analogo che valuta la presenza di Forme Biologiche dei Collemboli e denominato QBS-c. In questo caso tuttavia la sperimentazione, anche perché necessita di adeguata preparazione tassonomica, non è ancora tale per poterne proporre la standardizzazione delle procedure.

INDICE

INTRODUZIONE	3
1. <i>Il metodo QBS</i>	3
1.1 Fattori limitanti e meccanismi di controllo	3
PROCEDURA DI CAMPIONAMENTO	5
2. <i>Individuazione della stazione e campionamento</i>	5
2.1 Equipaggiamento	5
2.2 Individuare un agroecosistema omogeneo	5
2.3 Verificare le condizioni di umidità del suolo	6
2.4 Individuare il sito di campionamento	6
2.5 Prelievo del campione	7
PROCEDURE DI ANALISI	9
3. <i>Estrazione dei microartropodi</i>	9
3.1 Generalità e metodologia	9
3.2 Strumentazione e materiale da laboratorio	9
3.3 Fonti di errore	10
3.4 Analisi dei risultati	10
4. <i>Determinazione delle Forme Biologiche e calcolo del QBS</i>	10
4.1 Generalità e metodologia	10
4.2 Strumentazione e materiale da laboratorio	11
4.3 Fonti di errore	14
4.4 Analisi dei risultati	14
5. <i>Densità apparente o massa volumica apparente</i>	16
5.1 Generalità e metodologia	16
5.2 Strumentazione e materiale da laboratorio	16
5.3 Fonti di errore	17
5.4 Analisi dei risultati	17
6. <i>Contenuto in acqua o umidità del suolo</i>	19
6.1 Generalità e metodologia	19
6.2 Strumentazione e materiale da laboratorio	19
6.3 Fonti di errore	19
6.4 Analisi dei risultati	19
7. <i>Capacità idrica di ritenuta</i>	20
7.1 Generalità e metodologia	20
7.2 Strumentazione e materiale da laboratorio	20
7.2 Strumentazione e materiale da laboratorio	21
7.3 Fonti di errore	21
7.4 Analisi dei risultati	21
APPLICAZIONI	22
Bibliografia	23
Internet	25
Bibliografia non citata disponibile al Museo di Storia Naturale	26
Appendice. Protocollo di analisi	24

INTRODUZIONE

1. Il metodo QBS

La fauna del suolo è costituita da organismi particolarmente sensibili ad alterazioni di origine naturale o antropica ed agli equilibri chimico-fisici che caratterizzano questo ambiente; tali organismi sono quindi considerati buoni indicatori [7, 21, 22, 23, 25, 28, 37, 54]

Diversi studi sono stati condotti per analizzare le variazioni delle popolazioni di alcuni gruppi [api 1, Acari Oribatei 4, Ditteri 14, Pauropodi 17, Collemboli 18, Isopodi 24, vermi di terra 26, Coleotteri 35, formiche 42], viene qui proposto un indice sintetico della qualità biologica del suolo (QBS) rivelatore sia delle caratteristiche del popolamento di microartropodi del suolo, sia della biodiversità della stazione in esame.

Il procedimento si basa sul concetto di Forma Biologica (o ecotipo) [28], analogo a quello di Unità Sistemática nel calcolo dell'IBE. Le Forme Biologiche sono suddivise in base al grado di adattamento alla vita ipogea, riscontrabile nelle loro caratteristiche morfologiche. Si è inteso perciò focalizzare l'attenzione sui caratteri fenotipici convergenti delle diverse specie (anche se filogeneticamente distanti), poiché esiste una potenziale corrispondenza tra le caratteristiche di un ambiente ed i caratteri fenotipici presenti nel popolamento biologico. Questo sulla base della nota ripartizione della fauna edafica in organismi euedafici, emiedafici, epigei, cunicolari o fitofili [5, 27, 39]. Infatti è evidente che un organismo euedafico, che attua l'intero suo ciclo di vita nel suolo, è più sensibile, ad esempio, ad una contaminazione antropica del suolo. Ciò permette di superare, sotto il profilo operativo, le ben note difficoltà dell'identificazione tassonomica a livello di specie.

Una volta estratti i microartropodi presenti nel campione, si assegna ad ogni Forma Biologica riscontrata un preciso valore numerico, denominato indice ecomorfologico (EMI). È importante rilevare che, se nel campione sono presenti diversi microartropodi appartenenti alla stessa Forma Biologica (ad esempio Collemboli epigei con EMI=1 e Collemboli euedafici con EMI=20), si adotta il valore di EMI più alto, corrispondente al massimo adattamento alla vita ipogea mostrato dal gruppo in quella stazione¹. La somma dei valori di EMI determina il valore di QBS.

1.1 Fattori limitanti e meccanismi di controllo

La distribuzione spaziale dei microartropodi nel suolo è tale [5, 27] da permettere l'assunto che la presenza di determinate Forme Biologiche in un campione di 1000 cm³ di suolo superficiale, sia rappresentativa della biodiversità dell'ecosistema. Al fine di ridurre errori in tal senso sono stati introdotti due meccanismi di controllo: 1) il campionamento viene ripetuto in tre diversi punti dell'ecosistema in esame; le presenze rinvenute in quei punti concorrono ad un unico valore massimale di QBS rappresentativo e le tre repliche vengono sottoposte ad analisi spettrale, che valuta la disomogeneità tra le biocenosi riscontrate nelle tre repliche; 2) sono proposte, sulla base dell'esperienza, quattro classi di abbondanza per alcune Forme Biologiche particolarmente rappresentative: un numero di Acari o Collemboli inferiore alle due presenze indica una distribuzione spaziale della mesofauna insufficiente a convalidare la l'analisi di QBS, poiché occorrerebbero metodi statistici per una corretta valutazione della struttura della comunità; analogamente un numero di Formicidi o larve di Dittero

¹ Questo tipo di valutazione è di carattere qualitativo: non si prefigge di valutare l'abbondanza o la densità di microartropodi del suolo in esame, ma di stabilire un valore massimale, rappresentativo della biodiversità della stazione.

superiore a 50 invaliderà l'analisi di QBS, poiché rivela l'esistenza di condizioni locali particolari (rispettivamente la presenza di un formicaio e di grosse quantità di sostanza organica in decomposizione).

Oltre ad emergenze dipendenti dalla distribuzione spaziale della fauna edafica, il valore di QBS può essere inficiato da condizioni locali non adatte alla vita del popolamento edafico. Le condizioni che maggiormente influiscono sulla vita del suolo sono state individuate in : a) interferenza antropica dovuta a pratiche agricole particolarmente invasive quali ad esempio aratura profonda o estirpo, b) umidità del suolo, c) compattamento del suolo.

Si stabiliscono perciò dei limiti oggettivi (e perfettibili) oltre i quali il campionamento non risulta rappresentativo della stazione in esame, fatta ovviamente eccezione per studi e ricerche (diacroniche o sincroniche) che intendono indagare proprio l'effetto di quella particolare condizione di stress sul popolamento edafico. Per questo motivo risultano favorite le analisi che si possono effettuare in campagna: per quanto imprecise, permettono di stabilire oggettivamente se il valore del QBS sarà rappresentativo della stazione in esame o se sarà necessario rimandare il campionamento.

a) Per la compilazione della scheda di campionamento, mirata ad indagare l'interferenza antropica sull'agroecosistema, l'analisi dei dati fino ad ora raccolti sembra indicare come ragionevole attendere almeno un mese tra una pratica che interessi gli strati profondi del suolo (> 10 cm) ed il campionamento. Nel caso di attività meccaniche che interessano la superficie, quali ad esempio l'erpicoltura, tale periodo di assestamento può essere ridotto a quindici giorni.

b) L'umidità del suolo può essere stimata sul campo con specifiche sonde o valutata da parte dell'operatore: un suolo è umido se, sottoposto ad una forte pressione tra pollice ed indice, libera umidità ma non gocciola, ovvero se non cambia colore aggiungendo acqua [8, 33]. Nel caso di dubbi è consigliabile procedere ad un'analisi gravimetrica dell'umidità secondo il protocollo descritto. I valori di umidità in grado di alterare il risultato dell'analisi sono stati individuati in quelli non compresi tra il 14 ed il 35 % di umidità del suolo [6, 35, 40, 41], salvo casi particolari, come nel caso di suoli forestali molto soffici in cui pur a livelli elevati di umidità si è riscontrata una comunità di Artropodi molto ben strutturata. In generale comunque (specialmente su suolo nudo) non è opportuno campionare dopo periodi siccitosi, così come dopo abbondanti piogge.

c) La misura del compattamento *in situ* può essere effettuata tramite un penetrometro (una sorta di dinamometro su cui imprimere una forza costante). La misura rilevata può tuttavia essere imprecisa. E' quindi opportuno calcolare congiuntamente (o alternativamente) porosità o densità apparente in laboratorio. Tra le due si è scelta quest'ultima, sia perché può essere determinata con metodo gravimetrico utilizzando i dati che concorrono a misurare l'umidità, sia perché fornisce dati interessanti sulla granulometria [16, 51].

L'esperienza dell'operatore permetterà tuttavia di valutare sul campo alcune situazioni limite, come ad esempio il compattamento tra i filari di una vite o in una coltura sarchiata, che necessitano di due distinte determinazioni del valore di QBS.

Oltre ai meccanismi di controllo relativi a distribuzione spaziale (punti 1 e 2) e condizioni ambientali (punti a,b,c), verrà analizzata anche la capacità idrica di ritenuta. Tale analisi non viene effettuata per controllare la validità del valore di QBS ottenuto, ma per controllare l'andamento del QBS in rapporto alle caratteristiche idriche della stazione. La caratterizzazione pedo-climatica della stazione può essere effettuata con diverse indagini e sarebbe opportuno studiare la correlazione tra i valori di QBS ed i vari parametri risultanti da tali indagini. La capacità idrica di ritenuta rappresenta solo uno di questi ed è stata scelta perché giudicata idonea, come verrà illustrato in seguito, a descrivere sinteticamente la stazione, in quanto dipendente essa stessa da alcune delle variabili che maggiormente influiscono sulla fauna edafica [19, 31].

PROCEDURA DI CAMPIONAMENTO

2. Individuazione della stazione e campionamento

2.1 Equipaggiamento

- Spatola o vanga e decimetro oppure campionatore e martello (1)
- 3 sacchetti di plastica (2)
- 3 contenitori pre-tarati e pre-etichettati in materiale resistente a 105°C, con tappo (3)
- cilindro a volume noto per la determinazione della densità apparente (4)
- scheda di campionamento (5)
- carta topografica o rilevatore satellitare (6)
- pinza e contenitore per il prelievo di megafauna del suolo (7)
- termometro per la misura della temperatura del suolo (8)
- forbice (9)
- lama per scalzare il suolo dal cilindro (10)
- eventualmente rilevatore di umidità e penetrometro (cfr. § 1.2)
- straccio bianco per coprire i campioni in caso di sole



Fig.1

2.2 Individuare un ecosistema omogeneo

a) suoli forestali

Le dimensioni di un'area boschiva omogenea in rapporto agli *input* energetici che raggiungono il suolo, possono variare molto: si considerino, ad esempio, le differenze tra le estensioni di una siepe planiziale ed una faggeta ad alto fusto.

Fattori di rischio. Non corretta interpretazione delle disomogeneità soprattutto per quanto concerne copertura ed esposizione.

Elementi di riduzione del rischio. Si possono dedurre le principali situazioni che determinano una disomogeneità nella stazione grazie ad un'attenta interpretazione della scheda di campionamento su suolo forestale (allegato 1b) e dalla sua spiegazione (allegato 1c). A titolo di esempio si verifichi come

si evidenziano le differenze tra una radura assoluta e un bosco fitto nella stima della copertura dello strato arboreo.

b) suoli agricoli

Occorre individuare un agroecosistema omogeneo, ossia un'area caratterizzata dalla medesima copertura del suolo ad opera della coltura agricola in atto e dalla medesima gestione delle operazioni colturali praticate sulla stessa ².

Fattori di rischio. Imprecisa conoscenza delle operazioni colturali adottate dall'operatore.

Elementi di riduzione del rischio. Intervista all'operatore confrontata con attenta rilevazione di campagna. Si consiglia di iniziare a compilare la scheda (allegato 2a) nel momento stesso del campionamento anche al fine di identificare le principali variabili in gioco.

2.3 Verificare le condizioni di umidità del suolo

Poiché il popolamento di Artropodi ipogei ha una distribuzione verticale dipendente dall'umidità del suolo è necessario che le condizioni di umidità dell'orizzonte superficiale siano ottimali per la vita dell'atmobios ³. Per questo motivo è opportuno sia un controllo dei dati meteorologici dei giorni precedenti al campionamento sia un'attenta analisi delle condizioni di umidità del suolo al momento del prelievo. Entrambe queste osservazioni sono necessarie se si desidera escludere le situazioni limite: ad esempio si è osservato che, se il campionamento viene eseguito dopo un periodo siccitoso seguito da piogge, il valore di umidità calcolato in laboratorio può risultare ottimale, tuttavia il valore di QBS può essere sottostimato poiché i microartropodi non hanno ancora raggiunto gli orizzonti più superficiali del suolo.

Fattori di rischio. Il contenuto in acqua del campione sarà valutato in laboratorio e se non rientrerà nel range di valori compresi tra il deficit ed il surplus idrico relativo alla vita dell'*edaphon* (tra 14 e 35 %), sarà necessario invalidare il campionamento.

Elementi di riduzione del rischio. Il suolo non deve essere saturo d'acqua ovvero, non si devono manifestare pozze melmose in nessun punto dell'ecosistema. Il suolo deve essere umido, ovvero liberare umidità se schiacciato tra le dita e non cambiare colore se vi si aggiunge acqua. Non è comunque opportuno campionare dopo un periodo siccitoso, né subito dopo abbondanti piogge.

2.4 Individuare il sito di campionamento

Il punto di prelievo del campione deve essere rappresentativo della comunità di Artropodi edafici in quel momento e deve essere rappresentativo dell'intero ecosistema in esame. Per i principi che sottendono al QBS, interessa il valore massimale espresso dalla somma dei valori di EMI corrispondenti alle Forme Biologiche che influiscono sulla struttura del popolamento dei microartropodi. Poiché esistono complesse relazioni tra gli organismi edafici, così come tra essi e l'ambiente in cui vivono, occorre accertare che non si verifichino situazioni locali che alterino la struttura del popolamento. Queste possono essere ad esempio:

- a) presenza di un formicaio
- b) compattamento del terreno dovuto alla presenza di sentiero battuto su suolo forestale o a passaggio di attrici su agroecosistema
- c) vicinanza di affioramenti litoidi (dell'ordine del metro)

² Il concetto di agroecosistema è molto ben definito in agroecologia [2], tuttavia a livello operativo i confini tra agroecosistemi non sono sempre di facile interpretazione (come avviene d'altronde trattando di ecosistemi). Per semplicità in questa sede si utilizza il termine di agroecosistema secondo la sua accezione agronomica di unità colturale. Si ricorda in ogni caso che un campo, anche se gestito da un unico operatore, può essere suddiviso in più agroecosistemi: - se esiste disomogeneità dei fattori abiotici, - se la coltura in atto è differente - se le tecniche colturali adottate sono diverse; in questi casi infatti, pur presentando un uguale *input* di energia solare il flusso energetico che insiste sull'ecosistema è differente.

³ Il popolamento di microartropodi edafici ha infatti una distribuzione verticale dipendente dall'umidità del suolo, per cui condizioni di umidità non ottimali causano tropismi verticali verso strati più profondi.

- d) concavità del terreno
- e) presenza di evidenti differenze di umidità (variazioni cromatiche dello strato superficiale) dovute ad esempio a rivoli di ruscellamento o falda affiorante
- f) presenza di radici arboree in stazioni in cui gli alberi sono molto rari
- g) ridotte porzioni di suolo caratterizzate da inerbimento se trattasi di stazione con prevalenza di suolo nudo e viceversa
- h) presenza rilevante, anche non continua, di specie erbacee o arbustive non caratteristiche di quel suolo forestale o non coltivate in quel suolo agricolo
- i) presenza di elementi che favoriscono una particolare zona d'ombra o di penombra
- j) tracce di recenti inondazioni dell'agroecosistema ad opera di esondazioni di un vicino corso d'acqua, specialmente se queste hanno interessato solo una porzione dell'agroecosistema
- k) presenza di evidenti difformità nella composizione della tessitura e nella capacità drenante dei suoli
- l) presenza di locali ed accentuate variazioni di pendenza

Nel caso si verifichi una di queste condizioni o comunque una situazione di disomogeneità, e si decida di campionare ugualmente in quel punto, è opportuno menzionare tale situazione nelle note alla scheda di campionamento (allegato 1b o allegato 2b).

Fattori di rischio. Prelevare un campione non rappresentativo a causa di disomogeneità all'interno dell'agroecosistema. L'analisi spettrale (§ 4.4) dovrebbe evidenziare tali disomogeneità tra le repliche.

Elementi di riduzione del rischio. Indagare l'ecosistema percorrendone l'intera superficie. Per quanto riguarda il punto a) è opportuno verificare la presenza rilevante di formicidi nei dintorni delle zolle campionate una volta effettuato il prelievo (il riscontro nella selettura di un numero eccessivo invaliderà l'analisi). Per quanto riguarda i punti e) e k) sarebbe opportuno chiedere informazioni al gestore dell'area boschiva o all'operatore agricolo, o meglio constatare di persona in condizioni di saturazione del suolo, dove si formano le pozzanghere. Per quanto riguarda il punto j) occorre accertarne l'esistenza tramite intervista al gestore o all'operatore, oppure desumerlo dalla cartografia esistente.

2.5 Prelievo del campione

Una volta stabilito il sito di campionamento occorre delimitare, con una spatola o una vanga, una zolla con superficie di 10x10 cm⁴ [28]. In terreni dove la pietrosità o la presenza di radici lo consentano, si è dimostrato efficace l'utilizzo di un campionatore che viene conficcato nel terreno in modo da estrarre una zolla di suolo⁵.

Nel caso sia presente della vegetazione è indispensabile tagliarla ad una altezza di circa 1 cm dal suolo ed eliminarla. L'eventuale lettiera deve invece essere incorporata nel campione⁶. Segnarne comunque presenza spessore e destinazione nella scheda di campionamento⁷.

Ora, cercando di non rompere la zolla, ma questo evidentemente dipende dalla tessitura del suolo e dall'umidità del campione, riporre delicatamente nel sacchetto il suolo presente entro i confini di taglio fino ad una profondità di 10 cm (nel caso di suoli molto argillosi o comunque in suoli in cui la

⁴ E' possibile misurare le dimensioni con un metro, ma conviene conoscere la superficie di taglio della spatola o della vanga ed agire di conseguenza

⁵ Il campionatore può essere di forma cubica o cilindrica, si consiglia uno strumento che sia resistente ad eventuali colpi di martello necessari a conficcarlo nel suolo, con bordo inferiore affilato, pareti laterali leggermente inclinate ed un sistema di cerniere che consenta di riporre il suolo nel sacchetto senza doverlo comprimere.

⁶ A livello teorico o nel caso di studi particolari la lettiera deve essere asportata delicatamente, riposta in un secondo sacchetto ed avviata ad un selettore ad essa dedicato, poiché necessita di tempi di estrazione più brevi di quelli del suolo.

⁷ E' consigliabile che l'eventuale asporto di vegetazione e lettiera avvenga prima del taglio verticale del suolo ad opera di spatola o vanga.

resistenza al taglio è molto elevata è sufficiente prelevare una zolla di spessore di 5 cm). E' in ogni caso utile segnalare le misure esatte del campione prelevato nelle note alla scheda di campionamento (allegato 1a o 2a). Si tenga presente che si dovrebbe raccogliere circa 1 kg di suolo per ogni replica.

Prima di chiudere (non ermeticamente) il sacchetto inserire all'interno un tagliando di carta scritto a matita dove segnare le caratteristiche identificative del campione ⁸. Occorre a questo punto verificare l'eventuale presenza di componenti edafobi della megafauna che possono fornire informazioni accessorie. In particolare la presenza di Oligocheti quali Lombrichi o Enchitreidi, Ortotteri del genere grillotalpa, Blattoidei o larve di cicala. Nel caso di riscontri positivi nei pressi del campione o comunque durante l'osservazione dell'agroecosistema, segnalare le presenze accertate nelle note della scheda di campionamento.

Si procede quindi alla raccolta nelle vicinanze del campione di quantità di suolo a volume noto superiore a 100 g da riporre nel contenitore in vetro pre-tarato per la determinazione dell'umidità e della densità apparente. La zolla dovrà avere circa lo stesso spessore della zolla campionata (10 cm), può essere riposta nel contenitore senza le precauzioni atte a ridurre lo stress del popolamento edafico ed il vasetto deve essere chiuso il più possibile ermeticamente. Si consiglia di prelevare almeno tre campioni (che convenzionalmente verranno indicati d'ora in poi con il termine di campioni ausiliari) ovvero uno per ogni replica, in modo da poter calcolare i valori medi.

Fattori di rischio. Prelievo di un volume di suolo eccessivo. Stress o morte di alcuni dei microartropodi raccolti.

Elementi di riduzione del rischio. Lo spessore del suolo disposto nel setaccio non deve superare i 5 cm (cfr. procedure di analisi). Se si preleva un campione eccessivo di suolo è opportuno disporlo in due selettori distinti, al fine di evitare tale circostanza si è dimostrato utile l'utilizzo del campionatore standardizzato.

Al fine di non disturbare eccessivamente l'*edaphon*, è opportuno campionare in tempi abbastanza rapidi, una volta scelto il sito, prestando tuttavia attenzione a non perdere suolo (si consigliano sacchetti ad apertura piuttosto larga). Chiudere i sacchetti, ma non ermeticamente e riporli in un luogo fresco e al riparo da raggi solari per evitare che si produca condensa. A tal fine può essere opportuno munirsi di un telo bianco in modo da riparare i sacchetti dal sole durante le operazioni di campionamento. Limitare per quanto possibile gli sbalzi termici e le vibrazioni durante il trasporto in laboratorio e cominciare l'estrazione entro 24 ore (in casi limite entro 48 ore precisandolo in nota alla scheda di analisi).

⁸ Ad esempio numero progressivo di campionamento, data, ora, essenza arborea prevalente o tipo di coltura in atto.

PROCEDURE DI ANALISI

3. Estrazione dei microartropodi

3.1 Generalità e metodologia

L'estrazione della fauna edafica qui proposta utilizza il selettore di Berlese-Tullgren (ESB), secondo una metodologia ormai collaudata [20, 27, 30, 43, 49, 58].

Il campione, conservato in sacchetti chiusi non ermeticamente, viene posto delicatamente in un setaccio a maglie di 2 mm⁹. Occorre disporre il campione in uno strato omogeneo di 3-5 cm di altezza, livellarlo senza comprimerlo, avendo cura che non resti scoperta alcuna porzione della superficie del setaccio [28]. Si pone quindi il setaccio su un imbuto¹⁰. Infine sotto il gambo dell'imbuto si colloca una bottiglietta contenente circa 20 ml di liquido fissatore, composto di due parti di alcool etilico ed una di glicerina.

Il procedimento di estrazione sfrutta i tropismi verticali della fauna edafica in relazione all'umidità del suolo: l'evaporazione dell'acqua contenuta nel suolo a mezzo del riscaldamento di una lampadina (posta a 20-25 cm sopra il campione) forza gli organismi edafici ad effettuare tropismi negativi fino a cadere nel liquido fissatore, che verrà poi analizzato al binocolare¹¹.

Il selettore va posto in un locale non disturbato e privo di sorgenti di vibrazioni: oltre ad influenzare i tropismi della fauna, infatti, le vibrazioni provocano la caduta di suolo nel liquido fissatore, il che rende più difficoltoso il riconoscimento.

3.2 Strumentazione e materiale da laboratorio

- 3 lampadine da 60 watt (**11**)
- 3 setacci con maglie di 2 mm (**12**)
- 3 imbuto con diametro di dimensioni superiori a quelle dei setacci (**13**)
- 3 treppiedi (**14**)
- 3 bottigliette da 100 ml con tappo filettato e bocca larga (di forma cilindrica piuttosto che rettangolare) (**15**)
- Contenitore per recuperare il suolo perso durante il trasferimento da sacchetto a selettore (**16**)
- Alcool etilico e glicerina (**17**)



Fig.2

⁹ Durante questa operazione si consiglia di appoggiare il setaccio in un contenitore al fine di non disperdere parte del campione.

¹⁰ Durante questa operazione si raccomanda di mettere sotto l'imbuto un contenitore vuoto e riversare il terriccio che eventualmente vi cadrà sopra il campione stratificato.

¹¹ Durante il periodo di estrazione è opportuno verificare che la lampadina non si fulmini e che il liquido fissatore non evapori eccessivamente; in questo caso aggiungere alcool alla soluzione

3.3 Fonti di errore

La principale limitazione di questa metodologia è che estrae solo la fauna attiva. Per questo motivo occorre prestare attenzione al trasporto ed alla conservazione del campione fino ad estrazione avvenuta. In particolare non si devono verificare sbalzi termici (ivi compresi quelli causati da formazione di condensa in un sacchetto chiuso ermeticamente) e la disposizione sul setaccio deve avvenire "disturbando" il suolo il meno possibile.

Nel caso si raccolga suolo in eccesso è preferibile selezionare zolle di suolo indisturbato che comprendano gli strati superficiali di suolo ed è opportuno segnalare nella scheda di analisi se l'impresione è sistematica o accidentale: si è verificato infatti che tale circostanza può indurre errori nella determinazione del valore massimale di QBS.

3.4 Analisi dei risultati

L'estrazione può considerarsi conclusa quando il campione di suolo è totalmente secco. E' possibile verificare l'umidità dello strato inferiore della stratificazione grazie ad una sonda; in ogni caso mediamente l'estrazione può ritenersi conclusa a seconda delle condizioni dopo 3 - 9 giorni [20, 30, 43].

Il tempo di estrazione dipende dal potere calorico della lampadina (potenza e distanza dal campione), dal tipo di suolo (la presenza di lettiera così come un suolo ad elevata capacità idrica di ritenuta allungano i tempi d'estrazione), dallo spessore di suolo in stratificazione nel setaccio e dalla temperatura dell'ambiente in cui avviene l'estrazione (se non è compresa tra i 10 ed i 30°C diventa il fattore decisivo nel comportamento di fuga [20]). Sono state proposte curve di caduta [27] per valutare il tempo totale dell'estrazione, tuttavia il metodo che qui si consiglia è quello dell'osservazione diretta: dopo un periodo di 7 giorni (che alla luce di quanto esposto dovrebbero essere più che sufficienti), sostituire la bottiglietta di raccolta e dopo 24 ore verificare allo stereomicroscopio se sono state raccolte Forme Biologiche non ancora riscontrate o maggiormente adattate alla vita ipogea (quindi con un valore di EMI superiore); in caso positivo, se si ritiene che la circostanza sia influente nella determinazione del valore di QBS ¹², è necessario ripetere l'operazione e cioè inserire una nuova bottiglietta per altre 24 ore e ricontrollare. Occorre sottolineare che, nonostante alcune specie abbiano un tempo di sviluppo piuttosto breve (ad esempio l'acaro oribateo *Scheloribates parabilis* si sviluppa in 17 giorni [39]), il prolungarsi del periodo di estrazione fino a 10-15 giorni potrebbe comportare alterazioni nel popolamento edafico, ma non variazioni significative nella stima del QBS ¹³.

4. Determinazione delle Forme Biologiche e calcolo del QBS

4.1 Generalità e metodologia

Una volta estratti i microartropodi, si procede al riconoscimento delle Forme Biologiche utilizzando uno stereomicroscopio. Questa fase è particolarmente delicata perché un operatore non esperto può incorrere in errore.

¹² Per praticità si considera terminato il periodo di estrazione anche se viene riscontrata una (e una sola) Forma Biologica "nuova". Occorre tuttavia fare delle distinzioni: è possibile considerare comunque concluso il tempo di estrazione se ad esempio vengono riscontrati coleotteri epigei xerobi oppure olometaboli epigei (il cui valore di EMI è solamente 1) che possono tra l'altro aver contaminato il suolo o il liquido fissatore durante il periodo di estrazione, non è invece consigliabile considerare il periodo di estrazione concluso se vengono riscontrati organismi euedafici non ancora rinvenuti, perché significa che la camera umida del selettore non si è ancora seccata.

¹³ Effettivamente si è riscontrato un certo numero di larve esapode di acaro esaminando le bottigliette di controllo; tuttavia essendo il QBS un metodo qualitativo, ciò non comporta pericoli di sovrastima del popolamento (se si ha l'accortezza di non conteggiare le larve nella definizione delle classi di abbondanza) e sembra ragionevole pensare che anche il rischio di sottostima derivante da predazione non sia significativo.

Il liquido fissatore contenuto nella bottiglietta deve essere agitato molto delicatamente e versato con decisione in una capsula di Petri. E' opportuno verificare accuratamente che tutto il liquido fissatore sia stato versato nella capsula ¹⁴. Si consiglia l'utilizzo di una capsula di Petri con divisori, ciò permette di "passare" al microscopio uno scomparto per volta, riducendo il rischio di non individuare tutte le Forme Biologiche.

L'analisi al microscopio stereoscopico deve essere effettuata con calma e precisione: con calma e precisione si individuino gli organismi maggiormente adattati alla vita ipogea per ogni Forma Biologica (con l'aiuto di uno strumento quale ad esempio un ago manicato in modo da poter girare ciò che si riconosce), si valuti la classe di abbondanza per Acari, Collemboli, Formicidi e larve di Dittero e si contino il numero di Proturi e Sinfili eventualmente riscontrati. Al fine di determinare le dimensioni e quindi il valore di EMI di alcune Forme Biologiche, risulta indispensabile posizionare una griglia o un foglio di carta millimetrata (preferibilmente plastificata) sotto la capsula di Petri.

Una volta completato il riconoscimento, si consiglia di versare il liquido fissatore nuovamente nella bottiglietta originaria, aiutandosi con alcool ed un imbuto, al fine di poter ricontrollare l'analisi a fronte di nuove acquisizioni.

Per calcolare correttamente il valore massimale di QBS rappresentativo della stazione, è opportuno considerare le tre repliche complessivamente. Poiché calcolare il valore medio di QBS, così come avviene nelle procedure di analisi quantitativa, non avrebbe nessun senso, si stabilisce che ogni presenza riscontrata concorre a determinare il valore finale, vale a dire che è necessario riportare nella tabella ogni Forma Biologica, anche se riscontrata in una sola replica. Analogamente, nella tabella si riporteranno le classi di abbondanza più ricche (un esempio è rappresentato in tabella 5).

La somma degli EMI identificati secondo quanto stabilito nelle tabelle 1, 2 (oppure 4) e 3 produce il valore di QBS.

4.2 Strumentazione e materiale da laboratorio

- Microscopio stereoscopico con ingrandimenti da 10X ad almeno 40X (meglio se fino a 64X o più) **(18)**
- Alcool **(19)**
- Capsule di Petri (meglio se suddivise in quattro compartimenti) **(20)**
- Spatola o pinza a paletta o ad ago manicato per rivoltare la mesofauna **(21)**
- Griglia o carta millimetrata **(22)**
- Guida per il riconoscimento (allegato 5) **(23)**
- Imbuto di medie dimensioni (ad es. $\varnothing \approx 12$ cm, \varnothing gambo ≈ 1.5 cm) **(24)**

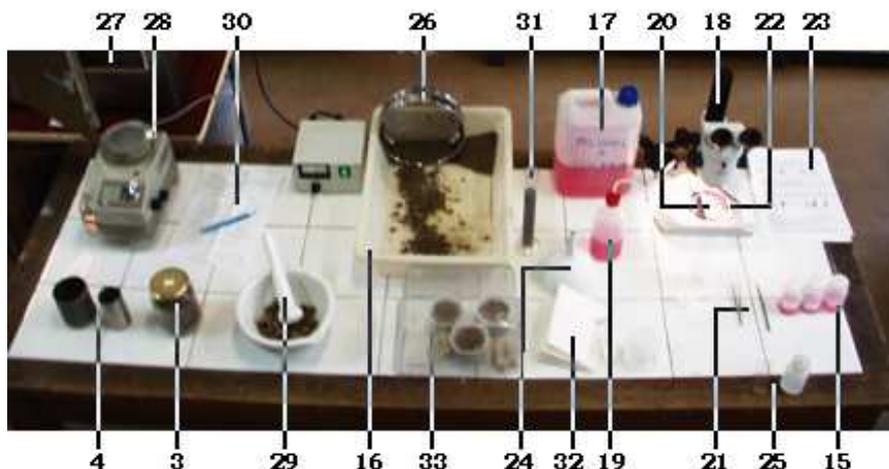


Fig. 3

¹⁴ Capita spesso che frammenti di suolo restino nella bottiglietta, tuttavia il peso specifico dei microartropodi è molto inferiore a quello del suolo e paragonabile a quello del liquido: ciò comporta che gli organismi flottino a seguito di una leggera agitazione e non rimangano sul fondo della bottiglietta. In ogni caso, per maggior sicurezza, è possibile analizzare al microscopio stereoscopico il fondo della bottiglietta.

Tabella 1: EMI delle Forme Biologiche presenti nel suolo [da 28 modif.]

Forme Biologiche		Punteggio EMI
Aracnidi	Palpigradi	20
	Araneidi	1-5 ▶
	Pseudoscorpioni	20
	Opilioni	10
	Acari	20
Crostacei	Isopodi	10
Miriapodi	Chilopodi	10-20 ▶
	Diplopodi	10-20 ▶
	Pauropodi	20
	Sinfili	20
Insetti	Collemboli	1-20 ▶
	Proturi	20
	Dipluri	20
	Tisanuri	10
	Blattoidei	5
	Ortotteri	1
	Dermatteri	1
	Embiotteri	10
	Psocotteri	1
	Emitteri	1
	Tisanotteri	1
	Coleotteri	1-20 ▶
	Imenotteri	1-5 ▶
	altri olometaboli	1
Larve di olometaboli	di Dittero	10
	di Coleottero	10
	di altro olometabolo	10

se dimensioni < 5 mm e pigmentazione scarsa: EMI=5; altrimenti EMI=1

se dimensioni < 5 mm o zampe poco sviluppate (in particolare i Geofilomorfi): EMI=20; altrimenti EMI=10
se dimensioni < 5 mm: EMI=20; altrimenti EMI=10

vedi tabella 2

vedi tabella 3

se formicidi EMI=5; altrimenti EMI=1

Tabella 2: EMI approssimato di Collemboli [da 28]

EMI= 1 : forme francamente epigee: appendici allungate, ben sviluppate, apparato visivo (macchia ocellare e occhi) ben sviluppato, dimensioni medie o grandi, presenza di livrea complessa
EMI= 2 : forme epigee non legate alla vegetazione arborea, arbustiva o erbacea con buon sviluppo delle appendici, con forte sviluppo (eventualmente) di setole o copertura fortemente protettiva di squame, apparato visivo ben sviluppato
EMI= 4 : forme di piccola dimensione (ma non necessariamente) con medio sviluppo delle appendici, apparato visivo sviluppato, livrea modesta, forme generalmente limitate alla lettiera
EMI= 6 : forme emiedafiche con apparato visivo in genere sviluppato, appendici non allungate, livrea con colore
EMI= 8 : forme emiedafiche con riduzione del numero di ocelli, appendici poco sviluppate, talvolta con furca ridotta o assente, presenza di pigmentazione
EMI= 10 : forme euedafiche con pigmentazione assente, riduzione o assenza di ocelli, furca presente ma ridotta
EMI= 20 : forme francamente euedafiche: depigmentate, prive di furca, appendici tozze, presenza di strutture tipiche come pseudooculi, PAO sviluppato (carattere non necessariamente presente), strutture sensoriali apomorfiche

Tabella 3: EMI di Coleotteri [da 28 modif.]

EMI= 1 : forme chiaramente epigee, per le altre forme si assegnano 5 punti per la presenza di ciascuno dei seguenti caratteri (max=20): (I) dimensioni inferiori a 2 mm; (II) tegumenti sottili, con colorazione spesso testacea; (III) microatterismo o atterismo; (IV) microoftalmia o anoftalmia.

Tabella 4: calcolo approfondito degli EMI dei Collemboli [da 28]

Carattere	Punteggio EMI
Dimensioni	
grandi >3 mm	0
medie 2-3 mm	2
piccole < 2 mm	4
Pigmentazione	
con livrea complessa (es. <i>Orchesella</i> , <i>Seira</i>)	0
con livrea semplice (es. <i>Isotomurus</i> , <i>Tomocerus</i>)	1
concolore (o limitata alle appendici, distalmente)	3
assente	6
Fanere ed altre strutture tegumentarie	
grande sviluppo di macrochete e/o squame, presenza di tricobotri	0
ricoprimento modesto di fanere	1
specializzazione topografica delle chete, ridotte di numero, sensilli particolari sulle antenne, PAO presente, AD presenti (questi caratteri possono non essere tutti presenti)	3
poche chete, sensori e strutture particolari e presenti in più parti del corpo	6
Ocelli	
8+8 ocelli	0
6+6 ocelli	2
da 5+5 a 1+1 ocelli	3
nessun ocello	6
Antenne	
molto più lunghe della diagonale del capo	0
circa equidimensionali	2
più corte	3
molto ridotte (spesso con sensilli particolari)	6
Zampe	
molto sviluppate	0
mediamente sviluppate	2
corte	3
ridotte o con empodio ridotto o assente, unghia spesso senza denticolazione	6
Furca	
molto sviluppata	0
mediamente sviluppata	2
poco sviluppata con riduzione del numero di setole	3
assenza di mucrone e/o alterazioni della forma del manubrio e dei denti	5
assenza della furca o sua riduzione a rudimento	6

4.3 Fonti di errore

Un riconoscimento non accurato delle Forme Biologiche può portare ad una sovrastima o ad una sottostima del valore di QBS. Il primo caso si verifica se si ripartiscono arbitrariamente esemplari della stessa Forma Biologica a Forme Biologiche differenti oppure se si conteggiano organismi che hanno contaminato il campione o la soluzione fissatrice durante l'estrazione ¹⁵; se invece si attribuiscono Forme Biologiche diverse ad un unico gruppo ciò comporterà una sottostima dell'indice. In caso di dubbio, si suggerisce di estrarre gli individui di controversa attribuzione dalla soluzione fissatrice, per mezzo di una pipetta di Pasteur o di una siringa con ago sufficientemente grosso, disporli su un vetrino con una cavità dove alloggiarli, diafanizzarli per 24 ore ¹⁶, ed osservarli al microscopio utilizzando ingrandimenti più potenti. Questo è particolarmente utile per i Collemboli: per assegnare il valore di EMI al collembolo maggiormente adattato alla vita nel suolo, la determinazione degli EMI approssimata (tab.1) non è talvolta sufficiente, occorre perciò analizzare i caratteri di adattamento alla vita edafica ed attribuire il valore di EMI secondo quanto riportato in tabella 4, ricordando di dividere per 2 il valore ottenuto dalla somma delle sette caratteristiche ecomorfologiche.

4.4 Analisi dei risultati

Al fine di verificare l'omogeneità della stazione (cfr. § 2.2) si propone l'analisi spettrale [38] tra le repliche. Si procede per confronto, analizzando le repliche due a due. Il valore di differenza spettrale è la somma dei valori di EMI delle Forme Biologiche presenti in uno solo dei due campioni. Un esempio è riportato in tabella 5.

	I ^a replica	II ^a replica	EMI An.spettr.	EMI QBS
Acari	x	x	0	20
Collemboli	6	20	14	20
Dipluri	x		20	20
Larve di Dittero		x	10	10
	QBS parziale= 46	QBS parziale= 50	Differenza spettrale= 44	QBS= 70

Tab.5 In questo esempio si considera la stazione in esame sufficientemente omogenea perché $50 > 46 > 44$; "x" indica presenza.

Se la differenza spettrale sarà superiore al valore di uno dei due valori di QBS parziali, la disomogeneità della stazione sarà tale da invalidare l'esperimento o quantomeno segnalerà che quella che si era ritenuta una stazione omogenea è, da un punto di vista della sua biocenosi, composta da più stazioni differenti. In questo caso è opportuno ridurre le dimensioni della stazione, (ravvicinando perciò le repliche) ed

¹⁵ Si tratta principalmente di olometaboli alati. Per ridurre tali errori si consiglia di effettuare una prova con del suolo da cui sono già stati estratti i microartropodi: si inumidisce il suolo e si procede all'estrazione ed al riconoscimento. Le specie che vengono identificate rappresentano le specie che possono contaminare il campione durante l'estrazione, tali specie non concorreranno alla determinazione del valore di QBS dei campioni la cui estrazione è avvenuta in quell'ambiente. Si preferisce tale metodo rispetto a metodi alternativi che consistono nel porre il selettore sotto una teca, o collegare il gambo dell'imbuto alla bocca della bottiglietta, poiché si ritiene che in tal caso le esalazioni di alcool possano influire sui tropismi dei microartropodi.

¹⁶ La diafanizzazione è necessaria per l'analisi al microscopio elettronico e può essere effettuata utilizzando il liquido di Gisin composto all'80 % (in volume) da acido lattico, al 16% da glicerina e al 4% da formalina (in soluzione al 40 %) [27].

indagare le possibili cause di disomogeneità. In conclusione, tanto minore è il valore di differenza spettrale tra le repliche, tanto più il valore di QBS sarà rappresentativo di quella stazione.

Sulla base dei risultati finora ottenuti, si propone un metodo per convertire il valore di QBS ottenuto in classe di QBS. Tale suddivisione in classi, raffigurata nell'allegato 4, è in fase sperimentale ed è stata finora testata con buoni risultati, esclusivamente su suoli dell'Italia settentrionale.

I dati fino ad ora elaborati hanno evidenziato che i valori di QBS sono inversamente proporzionali all'impatto antropico sul suolo. Il grafico seguente riporta i valori medi di QBS dei dati finora pubblicati, in base al tipo di coltura o uso del suolo: le lettere indicano la destinazione d'uso secondo quanto indicato in legenda, il numero si riferisce al numero di dati raccolti, le barre indicano la deviazione standard rispetto alla media. I dati in fase di pubblicazione sembrano confermare questa tendenza. Sulla base di questi dati, riconducendo la stazione in esame ad analoghe destinazioni d'uso, è possibile verificarne il livello di degrado biologico relativo. Tale interpretazione del valore di QBS sarà tanto più precisa quanto più verranno prodotti dati di QBS raccolti con metodo standardizzato.

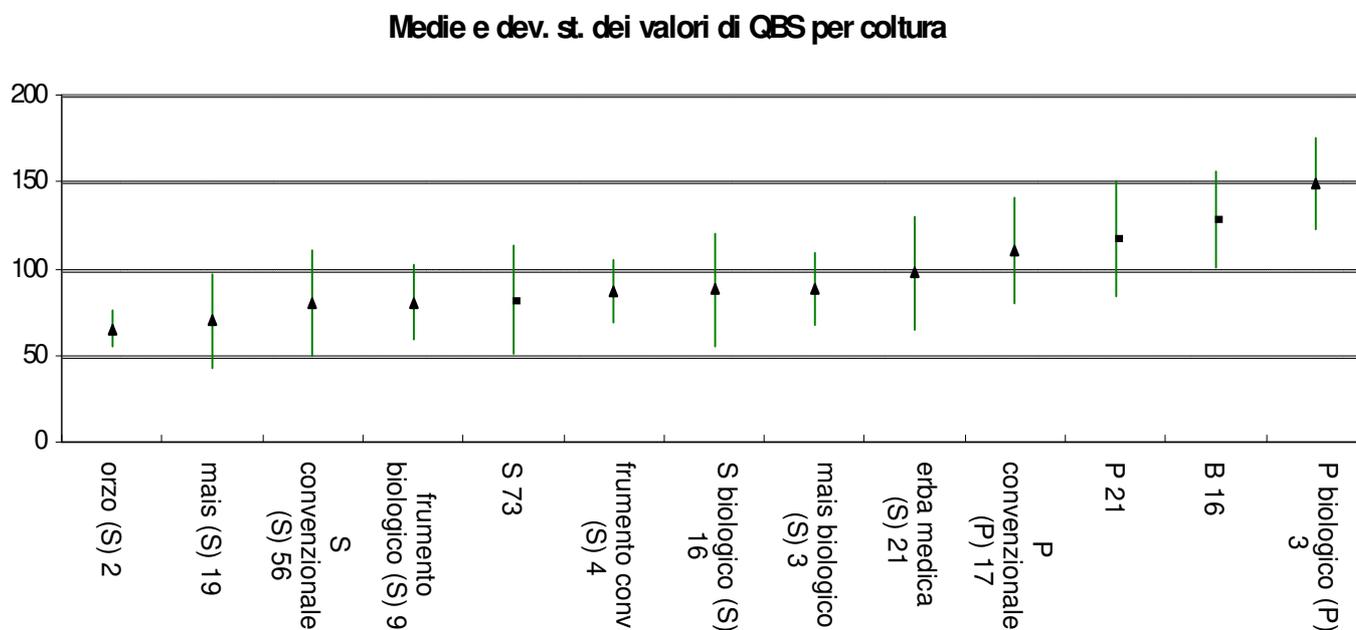


Fig.4 legenda:

▲ Indica che il dato è parziale e conteggiato anche nella coltura indicata tra parentesi

S = seminativo

P = prato

B = area boschiva

Il numero indica il numero di dati relativi a quella coltura

5. Densità apparente o massa volumica apparente

5.1 Generalità e metodologia

Si definisce densità apparente il rapporto tra la massa di suolo secco ed il volume da questo occupato. Si misura usualmente in g/cm^3 . Più correttamente, la massa di suolo secco deve essere pesata detraendo il peso dello scheletro (aggregati con diametro superiore a 2 mm) ¹⁷.

La densità apparente influenza la crescita delle piante e dipende – oltre che dalla tessitura, dal contenuto in sostanza organica e dal compattamento – anche dall'attività della fauna edafica. [16, 26, 34, 44, 61] Viene inoltre utilizzata in letteratura per indicare l'abbondanza di individui appartenenti a meso- macro- e megafauna edafica [34] e favorisce la comparazione di tali studi quantitativi con un'analisi qualitativa quale quella descritta.

Il metodo di campionamento più usuale è il metodo del campione indisturbato: si estrae un campione di suolo tramite cilindro a volume noto (V) ¹⁸. Tale cilindro deve essere munito di coperchi (o riposto in vasetti resistenti a 105°C con coperchio), affilato nella parte inferiore e deve resistere alla pressione necessaria a conficcarlo nel suolo. Il suolo estratto viene essiccato in stufa a 105°C per 24 ore e pesato dopo aver atteso almeno 15-30 minuti, in modo che la misura del peso si stabilizzi (P_s) Il calcolo della densità apparente (D_A) è dato dalla formula:

$$D_A (\text{g/cm}^3) = (P_s) / V$$

5.2 Strumentazione e materiale da laboratorio

- Vasetti di vetro (o materiale resistente a 105°C) con coperchio, etichettati e pre-tarati **(3)**
- Cilindro in metallo alto 10 cm (¹⁹) e di diametro noto **(4)**
- Setaccio con maglie di 2 mm **(26)**
- Stufa **(27)**
- Bilancia di precisione (sensibilità ≥ 0.1 g) **(28)**

¹⁷ Setacciato il campione a 2 mm, si valuta il volume ed il peso degli elementi dello scheletro e si sottraggono tali valori a volume e peso del campione. Alcuni ricercatori svedesi [56] propongono valori medi di densità apparente degli elementi dello scheletro, per facilitare il calcolo del loro volume noto il peso (per le pietre, ad esempio, lo si può calcolare in modo facile e più preciso come incremento del volume di acqua distillata in un cilindro graduato). Tali valori sono: per le radici viventi 1.0 g/cm^3 (la materia organica in decomposizione non deve essere sottratta) e per le pietre 2.65 g/cm^3 . E' opportuno riportare in nota la percentuale di scheletro rispetto al volume totale del campione.

¹⁸ Nel caso di terreni aridi o ricchi di scheletro sono necessari alcuni accorgimenti. Alcuni ricercatori della Michigan State University [44] propongono di utilizzare un doppio cilindro: il cilindro esterno assorbe l'impatto del martello e riduce il compattamento del campione, quello interno preserva intatto il campione per l'analisi. Nel caso di terreni in cui risulta impossibile infiggere il cilindro nel suolo alcuni protocolli adottati dal governo americano [61] propongono il calcolo del volume sul campo tramite un anello ed un sacchetto di plastica. Estratto il campione con la paletta si inserisce il sacchetto nella cavità e lo si riempie con un volume noto di acqua fino al livello dell'anello, calcolando così il volume apparente del suolo estratto. Un metodo che sfrutta un principio analogo proposto dalla SISS [36] utilizza un cono a sabbia posto al di sopra della cavità da cui è stato estratto il suolo: si riempie la cavità con un volume noto di una sabbia a densità nota.

¹⁹ E' possibile anche utilizzare un cilindro di altezza inferiore estraendo un secondo campione dalla cavità formatasi dal primo, importante è raggiungere (e non superare) la medesima profondità del campione di suolo per l'estrazione dei microartropodi.

5.3 Fonti di errore

Talvolta il cilindro ha forma irregolare, occorre perciò valutarne esattamente il volume con una precisione superiore o uguale a 0.1 cm^3 (eventualmente riempiendolo di un volume noto di H_2O distillata).

Il valore di densità apparente può essere sovrastimato a causa del compattamento del suolo indotto dalla pressione del cilindro²⁰ (in particolare se il suolo è secco e sciolto, cfr. nota 18 o se il diametro del cilindro è troppo piccolo); può essere invece sottostimato se il cilindro non viene conficcato fino a livello del piano campagna.

5.4 Analisi dei risultati

Il valore di densità apparente permette di caratterizzare grossolanamente la struttura di un suolo, poiché dipende principalmente da questa [16, 46, 51,]. E' inoltre un valore molto interessante per quantificare gli effetti dell'aratura, del compattamento e dell'attività edafica mettendo in relazione campioni in cui due di queste variabili sono costanti. Può variare da 0.2 g/cm^3 in un orizzonte organico non decomposto, fino a 2 g/cm^3 in suoli che hanno subito compattazione [16].

Se tuttavia è nota la composizione della tessitura, il valore permette di stabilire, secondo una guida dell'USDA [51], i limiti oltre i quali le radici faticano a crescere e al di sotto dei quali il suolo è poco resistente e rischia il collasso strutturale se bagnato oltre la capacità di campo. La tabella 6 riporta questi dati, occorre registrare che possono esserci alcune imprecisioni dovute alle diverse classi tessiturali usate nei testi. Le classi di tessitura sono elencate secondo la dicitura italiana e inglese (indicandone le iniziali tra parentesi) e raggruppate secondo la comune suddivisione in classi di suoli [8, 16, 33].

²⁰ Il D.M. emanato dal Ministero delle Politiche Agricole il 01/08/1997 (G.U. n°204 del 02/09/97) stabilisce come adeguato al campionamento il contenuto idrico che permetta un inserimento manuale del carotatore.

Tab. 6 [da 51 modif.]

DENSITÀ APPARENTE (g/cm ³)		DENSITÀ APPARENTE MEDIA	INIZIO RESTRIZIONI CRESCITA PIANTE	LIMITE CRESCITA RADICI	RISCHIO DI CEDIMENTI STRUTTURALI
CLASSI DI TESSITURA					
Sabbioso (S)	Sabbiosi a tessitura grossolana	1.52-1.80	1.69	>1.85	< 1.60
Sabbioso- franco (LS)					
Franco- sabbioso (SL)	Franchi a tess. moderata. grossolana	1.45-1.60	1.63	>1.80	<1.40
Franco (L)	Franchi a tess. media	1.35-1.55	1.60	> 1.79	< 1.30
Franco- limoso (ZL)					
Limoso (Z)			1.54	> 1.65	
Franco- sabbioso argill(SCL)	Franchi a tessitura moderatamente fine	1.25-1.45	Argilla 35-45% ²¹ 1.49	Argilla 35-45% > 1.58	< 1.40
Franco- argill. (CL)					
Franco- limoso- argill.(ZCL)					
Argilloso- sabb. (SC)	Argillosi a tessitura fine	1.27-1.36	Argilla > 45% 1.39	Argilla > 45% > 1.47	< 1.10
Argilloso- limoso (ZC)		1.20-1.25			
Argilloso (C)		1.18-1.30			

²¹ In orizzonti ossidici o andici la restrizione alla crescita delle piante può avvenire anche per valori inferiori di densità apparente

6. Contenuto in acqua o umidità del suolo

6.1 Generalità e metodologia

La fauna edafica effettua tropismi verticali essenzialmente in seguito all'umidità del suolo [5, 10, 32] (la metodologia ESB utilizza proprio questo principio). Il contenuto di acqua nel suolo al momento del prelievo risulta perciò molto importante, il campionamento deve infatti avvenire quando il suolo è umido. Una determinazione quantitativa del contenuto in acqua (U) come percentuale rispetto al peso è possibile utilizzando misure gravimetriche:

$$U (\%) = (P_F - P_S) \cdot 100 / P_S$$

dove P_F è il peso di un campione di suolo, riposto in un contenitore chiuso e pesato quanto prima in laboratorio e P_S è il peso dello stesso campione dopo essere stato 24 ore in stufa a 105 °C²².

6.2 Strumentazione e materiale da laboratorio

- Vasetti di vetro (o materiale resistente a 105°C) con coperchio, etichettati e pre-tarati (**3**)
- Stufa (**27**)
- Bilancia di precisione (sensibilità ≥ 0.1 g) (**28**)

6.3 Fonti di errore

E' possibile che la tenuta non ermetica dei vasetti consenta un'evaporazione dell'acqua contenuta nel campione. Il tasso di evaporazione sarà tanto maggiore quanto maggiore sarà la differenza di umidità relativa (e quindi di temperatura) tra il campione e l'esterno. Tale perdita in peso, nel caso di un vasetto di vetro con coperchio, se il subcampione viene portato in laboratorio entro 24 ore e se la differenza tra il suolo ed il luogo in cui è riposto è inferiore a 15°C, risulta inferiore all'errore sperimentale e pertanto trascurabile.

Se non si dispone dell'essiccatore, occorre attendere che il campione si raffreddi: il peso tende a calare per circa 40' per poi crescere fino a stabilizzarsi in base alle condizioni esterne. Tuttavia dopo 24 h di stufa a 105°C a temperatura ambiente di 22°C la differenza di peso tra la misura effettuata dopo 3' e la medesima effettuata dopo 40' differiscono per meno dell'1% del peso del campione, nell'intervallo tra 10' e 35' la variazione è inferiore a 0.1 g (limite di rilevabilità dello strumento). Ai fini della precisione richiesta da questo metodo si consiglia perciò, in condizioni standard di pressione e temperatura, di pesare il campione dopo 15-30 minuti.

6.4 Analisi dei risultati

Esistono diverse ricerche in letteratura che mettono in relazione la fauna edafica e l'umidità, tra le più recenti si citano quelle relative ad Oligocheti [6, 40, 41] e Artropodi [19, 35]. Alla luce di questi studi è possibile individuare un intervallo di umidità entro il quale la fauna edafica ha un *optimum* di accrescimento (nonostante occorranza altri dati per definirlo): tra 14 e 35 % con un massimo intorno al 20 %. E' ipotizzabile perciò che valori di umidità non compresi in questo intervallo possano inficiare la valutazione di QBS.

²² L'umidità può essere stimata analiticamente sul campo, in maniera più o meno precisa, tramite tensiometri adeguatamente calibrati oppure tramite dispositivi basati sulla conducibilità elettrica o su particolari reazioni chimiche.

7. Capacità idrica di ritenuta

7.1 Generalità e metodologia

La capacità idrica di ritenuta è la quantità massima di acqua che un suolo può trattenere una volta eliminata l'acqua gravitazionale, si riferisce perciò all'acqua igroscopica e capillare. E' riconducibile all'acqua disponibile come differenza tra il volume di acqua trattenuta dalla capacità di campo ed il volume trattenuto con una forza pari al punto di appassimento. Tale valore dipende essenzialmente dallo stato di aggregazione e dalle dimensioni delle particelle di suolo. Un suolo sabbioso, infatti, tratterrà meno acqua di un suolo argilloso ben strutturato. Altri importanti fattori concorrono a determinare la percentuale di acqua trattenuta da un suolo, in particolare la sostanza organica (in grado di trattenere quantità di acqua pari a molte volte il suo peso) e la natura dei cationi assorbiti dalle sostanze colloidali (cationi come Ca^{2+} , Mg^{2+} o H^+ facilitano il movimento dell'acqua nel suolo, mentre cationi come Na^+ e Li^+ la trattengono) [31, 52].

Per questi motivi la capacità idrica di ritenuta non permette di valutare una caratteristica particolare del suolo, ma si configura come un buon indicatore di alcune delle proprietà del suolo che più sembrano influenzare gli Artropodi del suolo [19].

La determinazione della capacità idrica di un suolo può essere effettuata tramite misure gravimetriche sfruttando la risalita capillare o imbibendo un suolo ed eliminando l'acqua gravitazionale. In questa sede verrà illustrato quest'ultimo metodo.

Dopo aver triturato un campione di suolo seccato all'aria, lo si vaglia in un setaccio con maglie di 2 mm, se ne dispongono circa 100 ml in un setaccio i cui fori sono stati otturati da uno strato di carta sottile (carta bibula) e lo si pesa (P_s). Si versa acqua (distillata in modo da standardizzare le interazioni con gli ioni presenti nel suolo) in eccesso e si dispone il campione sotto una teca o una campana, in modo che l'aria sottostante sia satura di vapore. Dopo 24 ore si ripesa il campione (P_b). La capacità idrica di ritenuta riferita al peso, calcolata come valore percentuale, sarà data dalla formula:

$$R_p = (P_b - P_s) \cdot 100 / P_s$$

Per evitare che le differenze di peso specifico tra i vari campioni pregiudichino la comparabilità tra i valori calcolati, si usa riferire la capacità idrica di ritenuta al volume, semplicemente moltiplicando R_p per il peso dell'unità di volume.

Operativamente se il subcampione equivale a 100 ml di suolo (misurati grazie a un cilindro graduato) la capacità idrica di ritenuta sarà:

$$R_v = R_p \cdot P_s / 100$$

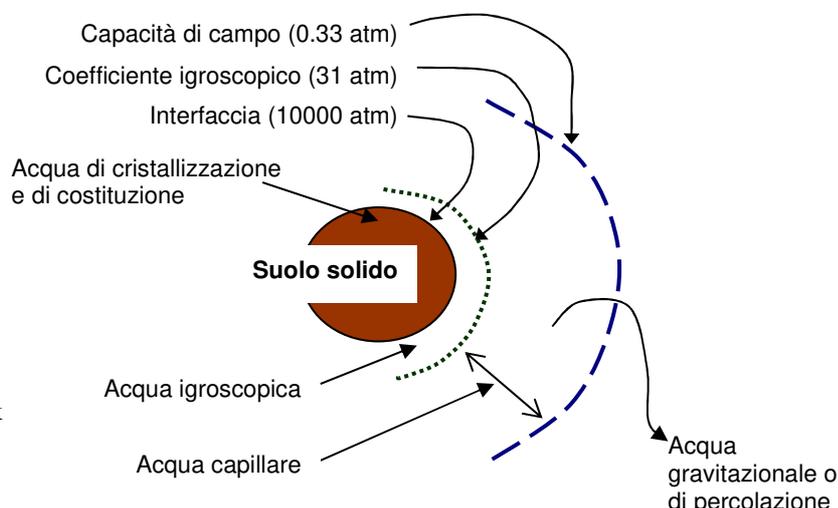


Fig. 5 da Wallwork [1] modificata

7.2 Strumentazione e materiale da laboratorio

- Setaccio con maglie di 2 mm **(26)**
- Bilancia di precisione (sensibilità ≥ 0.1 g) **(28)**
- Pestello o matterello per la triturazione di suolo **(29)**
- Cilindro graduato fino a 100 ml **(31)**
- Carta bibula **(32)**
- 3 setacci anche in plastica atti a contenere 100 ml di suolo (ad es. $\varnothing \approx 7$ cm, $h \approx 5$ cm) **(33)**
- Imbuto di medie dimensioni (ad es. $\varnothing \approx 12$ cm, \varnothing gambo ≈ 1.5 cm) **(24)**

7.3 Fonti di errore

La metodologia descritta presenta diversi punti critici, in particolare la misura della densità presenta variazioni tanto maggiori quanto minori sono le dimensioni delle particelle. Ciò è dovuto alle maggiori possibilità di disposizione e compattamento delle particelle nel cilindro. Il valore di R_p risulta più costante, sebbene si riscontri comunque una certa variabilità dovuta essenzialmente alla presenza di materia organica (radici, materiale in decomposizione) ed al diverso diametro delle particelle dopo la triturazione.

Si possono riscontrare variazioni anche del 15 % rispetto alla media, per questi motivi si consiglia di effettuare la misura più volte per ogni replica e calcolarne media e deviazione standard.

Nonostante le precauzioni, inoltre, la quantità di acqua contenuta nella porzione inferiore di suolo sarà sempre superiore all'umidità della porzione superiore, si raccomanda perciò di non disporre il suolo che serve al calcolo della ritenuta idrica in un setaccio molto alto e stretto.

7.4 Analisi dei risultati

Il principio che sta alla base dell'esperimento, vale a dire la descrizione delle caratteristiche idriche di quel suolo a prescindere ad esempio dalla presenza di radici, determina una certa variabilità tra repliche della stessa stazione, se non addirittura tra repliche appartenenti alla stessa stazione. Al di là dell'errore sperimentale, si è tuttavia rilevata una correlazione tra la variazione di QBS e la variazione di valori di ritenuta idrica su campioni riferiti al medesimo agroecosistema: la capacità idrica di ritenuta può perciò fornire una risposta a differenze spettrali elevate tra campioni appartenenti alla stessa stazione, ovvero dare un'indicazione della variabilità locale dell'agroecosistema. In quest'ottica R si prospetta come un indice sintetico delle caratteristiche idriche locali della stazione di campionamento. Per questo è importante che R sia calcolata sul medesimo suolo da cui sono stati estratti i microartropodi. In quest'ottica il suolo ricavato dal campione per la determinazione della R verrà definito d'ora in poi subcampione.

Il valore di R , inoltre, permette di fornire un'indicazione della struttura del suolo, il suo valore ottimale per la fertilità sembra essere 40-45 % [48].

APPLICAZIONI

Il metodo diagnostico che viene proposto e standardizzato presenta alcune caratteristiche di sicuro interesse applicativo:

- i costi della strumentazione sono irrisori, soprattutto se si considera che stufa, microscopio e bilancia sono normalmente presenti in un laboratorio di analisi dei suoli,
- i costi per la formazione sono relativamente modesti, si ritiene che un corso della durata di un mese permetta ad un laureato in discipline quali agraria, scienze ambientali, naturali, forestali, biologiche o equipollenti, di apprendere il metodo e poterlo applicare),
- il tempo effettivo calcolato per produrre un dato costituito di tre repliche per la determinazione del QBS, di tre campioni ausiliari per la determinazione di densità apparente e umidità e di tre subcampioni per la determinazione della capacità idrica di ritenuta è stato stimato in circa 30' per il campionamento e in circa 5h45' per l'analisi (riducibile alla metà e oltre grazie ad esperienza o ripetizione di più campioni). A questi tempi devono essere aggiunti circa sette giorni necessari all'estrazione.

Trattandosi di un'indagine qualitativa della struttura della biocenosi presenta alcuni vantaggi [15]: permette di rilevare effetti di disturbo pregressi e contemporaneamente di rilevare miglioramenti della qualità del suolo in tempi decisamente inferiori rispetto agli indicatori di stato normalmente in uso (si pensi ad esempio alla stabilità degli aggregati o al contenuto in sostanza organica). Consente perciò di evidenziare, rapidamente e a basso costo, situazioni di sofferenza ambientale e quindi di suggerire ulteriori approfondimenti con metodi più specifici.

La standardizzazione del metodo qui proposta è senza dubbio perfettibile, ma le potenzialità del metodo per quanto riguarda il monitoraggio ambientale della qualità biologica dei suoli sono ormai accertate. D'altronde la carenza di un indicatore sintetico della qualità biologica del suolo che sia al contempo attendibile ed economico, è riconosciuta nell'ambito dell'analisi dei suoli [3, 11, 29]. Ecco perché si ritiene che lo scopo applicativo principale del metodo in esame sia quello di monitorare la qualità biologica nei punti costituenti la rete di monitoraggio europea in via di istituzione [11, 12], affiancandosi agli indicatori ambientali definiti a livello nazionale. La suddivisione in classi che viene proposta (allegato 4) può inoltre permettere una suddivisione cartografica dell'area in esame secondo classi di QBS.

Se questo primo campo applicativo riguarda principalmente le istituzioni interessate al monitoraggio ambientale, sono state individuate applicazioni che potrebbero interessare anche Enti privati: come accennato nel paragrafo 4.4, suddividendo gli agroecosistemi per coltura, è possibile riferire il valore di QBS calcolato su una determinata unità colturale ai valori di QBS dedotti dalla letteratura, calcolati sulla medesima unità colturale, riuscendo così a definire il livello di degrado biologico relativo della stazione esaminata. Tale applicazione risulta perciò di notevole interesse agronomico, soprattutto in prospettiva.

Un terzo campo applicativo riguarda l'agricoltura biologica, in particolare i tempi di riconversione all'agricoltura biologica. Alcune ricerche [9, 13] hanno dimostrato la sensibilità dell'indice all'utilizzo di pratiche agronomiche ecocompatibili; non sono ancora stati effettuati studi diacronici, ma i dati sembrano confermare una risposta in tempi brevi dell'indice QBS alla riconversione all'agricoltura biologica. Poiché a livello legislativo non esistono ad oggi analisi dei suoli che consentano di definire se un agroecosistema è "adatto" a produrre alimenti biologici, il metodo QBS, inteso come biodiversità della struttura biocenotica del suolo, potrebbe in futuro candidarsi a questo scopo.

Bibliografia

- [1] Accorti M., Guarcini R., Persiano Oddo L., L'ape: indicatore biologico e insetto test, Redia 1991, 74 (1): 1-15.
- [2] Altieri M.A., Agroecologia, Franco Muzzio Editore, 1991 PD.
- [3] Barberis *et al.*, Sviluppo di indicatori per il suolo ed i siti contaminati, ANPA RTI CTN_SSC 1/2000.
- [4] Behan Pelletier V.M., Oribatid mite in agroecosystems: role for bioindication, Agriculture ecosystems and environment, 1999, 74: 411-423.
- [5] Burges A., Raw F., Soil Biology, Academic Press, Londra 1967.
- [6] Clapperton M.J., Tillage practices and temperature and moisture interaction affect earthworm population and species composition, Pedobiologia 1999, 43 (6): 658-665.
- [7] Cortet J. *et al.*, The use of invertebrate soil fauna in monitoring pollutant effects, Eur.J.Soil Biol. 1999, 35(3):115-134.
- [8] Cremaschi M., Rodolfi G., Il suolo, Ed.NIS, 1991 Roma.
- [9] D'Avino L., Ipotesi di riconversione ecocompatibile dell'agricoltura intensiva su zone confinanti la riserva naturale "Palata Menasciutto" posta all'interno del Parco fluviale del Serio, Università di Parma A.A.1999-2000 (pubblicata anche su www.tesionline.it).
- [10] Dickinson C.H., Pugh G.J.F., Biology of Plant Litter Decomposition, vol. 2, ed. Academic Press, 1973 Londra e New York.
- [11] European Environment Agency, Down to earth: Soil degradation and sustainable development in Europe, Environmental issue series N° 16, EEA Copenhagen 2000.
- [12] Fabietti G., Farina R., Elementi di progettazione della rete nazionale di monitoraggio ambientale del suolo, ANPA RTI CTN_SSC 1/2001 bozza, 2000 TO.
- [13] Ferri L., Agricoltura biologica: aspetti ecologici e contributi per lo sviluppo sostenibile, Università di Parma, A.A.1999-2000.
- [14] Frouz J., Use of soil dwelling Diptera (Insecta, Diptera) a review of ecological requirements and response to disturbance, agriculture ecosystems and environment, 1999, 74:167-186.
- [15] Gardi C. , Parisi V., Confronto tra bioindicatori e parametri chimico-fisici nella valutazione della qualità di suoli soggetti a diverse forme d'uso, Rendiconti Accademia Nazionale delle Scienze detta dei XL Memorie di scienze Fisiche e Naturali 118°(2000) Vol. XXIV:341-349.
- [16] Giordano A., Pedologia, ed. Utet, 1999 TO.
- [17] Hågvar S., Sheller U., Species composition, developmental stages and abundance of pauropoda in coniferous forest soils of southeast Norway, Pedobiologia 1998, 42 (3),278-282.
- [18] Hopkin S.P. , Biology of springtails insecta: Collembola, Oxford University Press, 1997 Great Britain .
- [19] Hu D.X. *et al.* , Relationship between soil arthropods and soil properties in a suburb of Qianjiang City, Hubei, China, Critical reviews in plant sciences, 1999, 18:467-473.
- [20] Lamotte M., Bourlière F., Problèmes d'écologie: l'échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres, ed. Masson et C^{ie}, 1969 Parigi.
- [21] Marra J.L., Edmonds R.L., Effects of coarse woody debris and soil depth on the density and diversity of soil invertebrates on clearcut and forested sites on the Olympic Peninsula, Washington, Environmental-entomology 1998; 27 (5) : 1111-1124.

- [22] Osler G.H.R., Westhorpe D., Oliver I., The short-term effects of endosulfan discharges on eucalypt floodplain soil microarthropods, *Applied-soil-ecology* 2001, 16 (3):263-273.
- [23] Paoletti M.G. *et al.*, Arthropods as bioindicators in agroecosystems of Jiang Han Plain, Qianjiang City, Hubei China, *Critical reviews in plant sciences*, 1999, 18:457-465.
- [24] Paoletti M.G., Hassal M., Woodlice (Isopoda: Oniscoidea): their potential for assessing sustainability and use as bioindicator, *Agriculture ecosystems and environment*, 1999, 74: 157-165.
- [25] Paoletti M.G., Schweigl U., Favretto M.R., Soil microinvertebrates, heavy metals and organochlorines in low and high input apple orchards and coppiced woodland. *Pedobiologia* 1995, 39 : 20-33.
- [26] Paoletti M.G., The role of earthworms for assessment of sustainability and as bioindicators, *Agriculture ecosystems and environment* 1999, 74 (1-3):137-155.
- [27] Parisi V., *Biologia e ecologia del suolo*, Ed. Boringhieri, 1974 Torino.
- [28] Parisi V., La qualità biologica del suolo. Un metodo basato sui microartropodi, *Acta Naturalia de l'Ateneo Parmense* 2001, 37 (3-4): 87-106.
- [29] Pettenella D., Indicatori di gestione forestale sostenibile in Italia, ANPA Serie Stato dell'Ambiente 11/2000, 2000 Roma.
- [30] Phillipson J., *Methods of Study in Quantitative Soil Ecology: population, production and energy flow*, International Biological Programme, 1971 Londra.
- [31] Principi P., *Geopedologia*, Edizione Reda, 1964 Roma.
- [32] Ray S., Choudhury A., Vertical distribution of a biting midge, *Culicoides oxistoma* (Diptera: Ceratopogonidae) during different season in the Hoogly Estuary, Sugar Island, India, *Insect science and its application* 1988, 9: 329-333.
- [33] Rae M.C., *Pedologia pratica*, Zanichelli, 1991 BO.
- [34] Rusek J. *et al.*, Improved method for comparing abundance data for soil zoological field studies, *Eur.J. Soil Biol.*, 1999,35(3), 145-152, ed. Elsevier, Paimpont,France.
- [35] Salin C. *et al.*, Spatial distribution of alphetobius diaperinus (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionide) in the soil of a poultry house along a breeding cycle, *European journal of soil biology* 2000, 36 (29):107-115.
- [36] Società italiana della scienza del suolo, metodi normalizzati di analisi del suolo, Ed. Edagricole, 1985 BO.
- [37] Van Straalen N.M., Evaluation of bioindicator systems derived from soil arthropod communities, *Applied soil ecology*, 1998, 9 Special Iss. SI:429-437.
- [38] Vicini P., Studio della qualità del suolo di ecosistemi alto-collinari dell'Appennino parmense (Monchio delle Corti), Università degli studi di Parma, A.A. 2000-2001 Parma.
- [39] Wallwork J.A., *Ecology of soil animals*, ed. McGraw-Hill, 1970 Londra.
- [40] Wever L.A., Lysyk T.J., Clapperton M.J., The influence of soil moisture and temperature on the survival, aestivation, growth and development of juvenile *Aporrectodea tuberculata* (Eisen) (Lumbricidae) *Pedobiologia* 2001, 45 (2) : 121-133.
- [41] Whalen JK., Parmelee RW., Growth of *Aporrectodea tuberculata* (Eisen) and *Lumbricus terrestris* L. Under laboratory and field conditions, *Pedobiologia* 1999 43 (1): 1-10.

Internet

- [42] <http://139.142.203.66/pub/www/Journal/vol1/iss1/art8/inline.html>: articolo di Alan N. Andersen, Using Ants as bioindicators: Multiscale Issues in Ant Community Ecology, Cooperative Research Centre for the Sustainable Development of Tropical Savannas, Division of Wildlife and Ecology, CSIRO Tropical Ecosystems Research Centre, 1997 Ecological Society of America.
- [43] <http://eqb-dqe.cciw.ca/eman/reports/publications/sage/sage10/htm> : articolo di Behan-Pelletier V.M. *et al*, sampling protocols for microarthropods, Ecological Monitoring & Assessment Network, 2001 Canada.
- [44] <http://lter.kbs.msu.edu/protocols/bulk%20density.htm> : W.K. Kellogg biological Station Long-Term Ecological Research (LTER) in Row-Crop Agriculture, Michigan State University US.
- [45] http://www.biology.ualberta.ca/esc.hp/bsc/news17_2/grasslands.htm : articolo di A.T. Finnamore, Newsletter of the Biological Survey of Canada (Terrestrial Arthropods), Volume 17 No. 2, Fall 1998, Project Update: Arthropods of Canadian Grasslands.
- [46] http://www.bsye.wsu.edu/saxton/soilwater/soilwater_it.htm : calcolatore delle proprietà idrologiche di un suolo a partire dalla sua tessitura. Dr. K. Saxton, Department of biological systems Engineering, Washington State University, US.
- [47] <http://www.collembola.org/> : checklist dei Collemboli del mondo, Kenneth A. Christiansen, Department of Biology, Grinnell College, PO Box V3, Grinnell, IA 50112-0806, USA e Frans Janssens, Department of Biology, University of Antwerp (RUCA), Antwerp, B-2020, Belgium, aggiornato mensilmente.
- [48] <http://www.csa.it/Cd-RITA-ITA/CD/rip1ex.html> : principali caratteristiche del suolo secondo il Centro Studi Aziendali Servizi, Assistenza Tecnica e Formazione Professionale per il Settore Agricolo, Bologna
- [49] <http://www.eman-rese.ca/eman/ecotools/protocols/terrestrial/arthropods/intro.html> : articolo di Albert T. Finnamore *et al.*, Protocols for measuring biodiversity: arthropod monitoring in terrestrial ecosystems, Ecological Monitoring & Assessment Network, 2001 Canada.
- [50] <http://www.infoplease.com/ce6/sci/A0856726.html> : definizioni di Artropodi secondo il portale infoplease.
- [51] <http://www.mn.nrcs.usda.gov/mo10/mo10guides/properties.html> : guida delle procedure di campionamento dei suoli della USDA (United States Department of Agriculture).
- [52] http://www.regione.emilia-romagna.it/agricoltura/suoli/sk_hm/205_s.htm#CaAgroSuo : caratteri agronomici dei suoli secondo l'assessorato agricoltura ambiente e sviluppo sostenibile della regione Emilia-Romagna.
- [53] <http://www.sinanet.anpa.it/aree/Geosfera/Documentazione.asp> : documentazione di ANPA relativa alla geosfera.
- [54] http://www.sinanet.anpa.it/aree/Geosfera/Documentazione/CTN_SSC%20Indicatori%20ecotossicologici.pdf : Jacomini C. *et al.*, indicatori e indici ecotossicologici applicati al suolo, ANPA RTI CTN_SSC 3/2000.
- [55] http://www.sinanet.anpa.it/aree/Geosfera/Documentazione/CTN_SSC%20%20Atti%20del%20seminario.pdf : atti del Seminario nazionale "Il contributo del centro Tematico nazionale Suolo e siti contaminati alla conoscenza del suolo", 11 ottobre 2000.
- [56] <http://www.sml.slu.se/bulk.htm> : Department of Forest Soils di Uppsala, Svezia.
- [57] http://www.statlab.iastate.edu/survey/SQI/soil_biology.htm : sito dell'istituto di qualità del suolo dell'USDA in cui si possono trovare informazioni sulla fauna edafica.
- [58] <http://www.thurlo.force9.co.uk/springtails/index-page6.html> : descrizione dell'estrazione usando l'imbuto di Tullgren, 2000, Moat Close, Thurlaston, Leicester, LE9 7TN, UK.

- [59] <http://www2.sel.barc.usda.gov/selhome/collect-pt10.htm> : ampia bibliografia sui metodi di cattura degli insetti, Systematic Entomology Laboratory Research, Information, & Service, United States Department of Agriculture, Agricultural Research Service, Beltsville Area Plant Sciences Institute.
- [60] <http://wwwdev.soils.org/sssagloss/search.html> : glossario di termini relativi alla scienza del suolo della Soil Science Society of America.
- [61] http://www-eosdis.ornl.gov/FIFE/Datasets/Soil_Properties/Soil_Bulk_Density_Data.html : Una fonte di dati biogeochimici ed ecologici usati per studiare i processi ambientali. "Oak Ridge National Laboratory (ORNL) Distributed Active Archive Center (DAAC) for Biogeochemical Dynamics is operated by the ORNL Environmental Sciences Division (ESD) as part of the National Aeronautics and Space Administration's (NASA) Earth Science Enterprise (ESE) program".

Bibliografia non citata disponibile al Museo di Storia Naturale

- [62] Ampollini D., Contributo dei microartropodi nella valutazione della qualità biologica del suolo di un pioppeto, Università degli Studi di Parma, A.A. 1999/2000.
- [63] Cocchi M., La valutazione della qualità biologica del suolo in faggete a diverso governo nel Parco del Gigante, Università degli Studi di Parma, A.A. 2000/2001.
- [64] Peretti P., Qualità biologica del suolo: analisi svolte in aree di importanza trofica per la popolazione di occhione nidificante nel Parco Regionale del Taro, Progetto LIFE 98 NAT/IT/5138: Riqualificazione di habitat fluviali del Taro vitali per l'avifauna, 2001 PR.
- [65] Visentini D., Ricerche su ambienti ripariali del Parco dello Stirone dopo interventi di ingegneria naturalistica, Università degli Studi di Parma, A.A. 1998/1999.
- [66] Gardi C., Menta C., Parisi V., Use of microarthropods as biological indicators of soil quality: the BSQ sintethic indicator. Proceedings of 7th International Meeting of Soils with Mediterranean Type of Climate, Valenzano, Bari, settembre 2001, *in press*

APPENDICE . Protocollo di analisi

Strumentazione e materiale da laboratorio

- Bilancia di precisione (sensibilità ≥ 0.1 g)
- Stufa
- 3 Selettori di Berlese –Tullgren (lampadina a 60 W, setaccio con maglie a 2 mm, imbuto di diametro superiore al setaccio del selettore e con gambo di diametro inferiore alla bocca della bottiglietta, sostegno per imbuto)
- Setaccio con maglie di 2 mm
- Pestello o matterello per la triturazione di suolo
- Contenitore di dimensioni superiori al diametro del setaccio del selettore
- 6 bottigliette di plastica con tappo filettato (meglio se di forma cilindrica piuttosto che rettangolare)
- Alcool
- Glicerina
- Stereo-microscopio con ingrandimenti da 10X ad almeno 64X
- 3 capsule di Petri (meglio se suddivise in quattro compartimenti)
- Spatola o pinza a paletta o ad ago per rivoltare la mesofauna
- Carta millimetrata
- Cilindro graduato fino a 100 ml
- Carta bibula
- 3 setacci anche in plastica atti a contenere 100 ml di suolo (ad es. $\varnothing \approx 7$ cm, $h \approx 5$ cm)
- Imbuto di medie dimensioni (ad es. $\varnothing \approx 12$ cm, \varnothing gambo ≈ 1.5 cm).

Protocollo

1. Pesare i campioni ausiliari di suolo (compresa la tara) per la determinazione di umidità e densità apparente (\Rightarrow).
2. Aprire i vasetti e riporre i campioni ausiliari in stufa a 105°C, per 24 ore.
3. Trasferire i tre campioni provenienti dalle tre repliche dal sacchetto in plastica al selettore di Berlese-Tullgren²³, facendo attenzione a non perdere suolo ed a “disturbare” i campioni il meno possibile²⁴. L'orizzonte superficiale dovrebbe essere riposto nella parte inferiore del setaccio "rovesciando" la zolla di suolo. Al termine dell'operazione non si devono presentare zolle di suolo separate, ma uno strato uniforme e non compattato.
4. Disporre sotto il selettore la bottiglietta di raccolta pre-etichettata, contenente circa 20 ml di soluzione composta al 67% (in volume) di alcool etilico e al 33% di glicerina.

Dopo 24 ore

5. Estrarre i tre campioni ausiliari di suolo dalla stufa, porli in essiccatore (o, in alternativa, aspettare 15-30 minuti) e pesarli (\Rightarrow). Nel caso sia presente scheletro, tritare i campioni ausiliari con pestello o matterello, setacciarli, valutare il volume di scheletro²⁵ e sottrarlo al volume del cilindro.

\Rightarrow : inserire il dato nella scheda di analisi (allegato 2).

²³Per la descrizione del selettore confronta le procedure di analisi.

²⁴ Utilizzare un contenitore in cui appoggiare il setaccio da riempire, svuotare il contenuto del sacchetto nel setaccio, riporlo nell'imbuto avendo l'accortezza di mettere un contenitore sotto l'imbuto durante l'operazione. Sostituire tale contenitore con la bottiglietta di raccolta e riversare il suolo eventualmente contenuto nel contenitore e nella vaschetta sopra il campione.

²⁵ Come incremento di un volume noto di acqua ovvero dividendo il peso per la densità apparente standard, che per le radici è 1 g/cm³ e per le pietre 2,65 g/cm³ (cfr. paragrafo 5.1). Si può definire la percentuale di scheletro come rapporto

*Dopo 6 giorni*²⁶

6. Sostituire la bottiglietta di raccolta con una seconda riempita dello stesso quantitativo di alcool e glicerina
7. Agitare delicatamente la bottiglietta e rovesciarne il contenuto in una capsula di Petri (la cui divisione in quattro compartimenti può ridurre i tempi del riconoscimento) ed effettuare il riconoscimento della mesofauna presente al microscopio (la carta millimetrata disposta sotto la capsula permette di stabilire le dimensioni delle Forme Biologiche) (⇒).

Dopo 9 giorni

8. Sostituire la bottiglietta di raccolta con una terza riempita dello stesso quantitativo di alcool e glicerina
9. Controllare la presenza di mesofauna nella soluzione contenuta nella seconda bottiglietta (⇒) e proseguire l'estrazione nel caso si riscontrino più di una Forma Biologica non ancora individuata o maggiormente adattata (=EMI maggiore) rispetto alla prima bottiglietta; in caso contrario ritenere concluso il tempo di estrazione ed eliminare la terza bottiglietta.
10. Nel caso si proceda con l'estrazione, reiterare i punti 8 e 9 fino a che l'ultima bottiglietta non presenti più di una Forma Biologica non ancora riscontrata o maggiormente adattata alla vita ipogea (cfr. nota 12).
11. Una volta considerato concluso il periodo di estrazione calcolare il valore di QBS (⇒) e riutilizzare il suolo essiccato all'aria per il calcolo della capacità idrica di ritenuta.
12. Triturare i subcampioni di suolo e vagliarli nel setaccio con maglie a 2 mm.
13. Riempire un cilindro graduato con 100 ml di suolo setacciato e pesarlo (⇒)
14. Riempire con tale quantità un setaccio i cui fori siano stati otturati internamente con uno strato di carta bibula²⁷ e pesarlo (⇒).
15. Posto il setaccio su un supporto (che può essere una capsula di Petri con divisori) versarvi sopra delicatamente acqua distillata, fino a che questa non riempia il supporto sotto il setaccio.
16. Una volta che il subcampione ha smesso di gocciolare vistosamente, svuotare il supporto e riporre setaccio e supporto sotto una teca, avendo l'accortezza di inserire sotto la teca della carta imbibita di acqua al fine di mantenere una elevata tensione di vapore.
17. Ripetere i punti da 13 a 16 almeno altre due volte (⇒).

Dopo 24 ore

18. Pesare i (tre) subcampioni per la determinazione della capacità idrica di ritenuta (⇒).

tra il peso dello scheletro (materiale con dimensioni > 2mm) moltiplicato per 100 ed il peso secco totale del campione(⇒).

⇒ : inserire il dato nella scheda di analisi (allegato 2).

²⁶ Controllare periodicamente che la lampadina del selettore non si sia fulminata e che la soluzione di alcool e glicerina non sia evaporata (eventualmente aggiungere alcool).

²⁷ Occorre fare attenzione che non si perda suolo una volta aggiunta l'acqua: un metodo utile è quello di inserire nel cilindro un disco di carta bibula di diametro superiore al setaccio, ritagliare una striscia da un sacchetto di plastica di altezza superiore a quella che occuperà il suolo nel cilindro, disporre la striscia lungo le pareti interne del cilindro e adagiarla sulla carta bibula (cfr. procedure di analisi).

Per qualsiasi chiarimento contattare:

Lorenzo D'Avino

lorenzodavino@interfree.it

cell. 347 9693963

Museo di Storia Naturale, via Farini 90, 43100 Parma