



ARMA DEI CARABINIERI



RETE NEC ITALIA

(DIRETTIVA EU NATIONAL EMISSION CEILINGS)

RACCOLTA DEI MANUALI DELLE OPERAZIONI DI CAMPAGNA

A CURA DI

GIANCARLO PAPITTO
MARTINA POLLASTRINI

CRISTIANA COCCIUFA
FILIPPO BUSSOTTI



RETE NEC ITALIA

(DIRETTIVA EU NATIONAL EMISSION CEILINGS)

RACCOLTA DEI MANUALI DELLE OPERAZIONI DI CAMPAGNA

A CURA DI

GIANCARLO PAPITTO
MARTINA POLLASTRINI

CRISTIANA COCCIUFA
FILIPPO BUSSOTTI

Forma raccomandata di citazione:

Papitto G., Cocciufa C., Pollatrini M., Bussotti F. (a cura di), 2024. Direttiva 2016/2284/UE - NEC (National Emission Ceilings). Criteri e metodi per il monitoraggio di ecosistemi forestali e acquatici soggetti ad inquinamento atmosferico e cambiamenti climatici. Manuali delle operazioni di campagna. Pubblicato da Arma dei Carabinieri, Comando Unità Forestali, Ambientali e Agroalimentari con il contributo del finanziamento LIFE dell'Unione Europea. Roma. Pag. 295

Citazione del singolo manuale:

Autori, 2024. Titolo capitolo. In: Papitto G., Cocciufa C., Pollatrini M., Bussotti F. (a cura di), 2023. Direttiva 2016/2284/UE - NEC (National Emission Ceilings). Criteri e metodi per il monitoraggio di ecosistemi forestali e acquatici soggetti ad inquinamento atmosferico e cambiamenti climatici. Manuali delle operazioni di campagna. Pubblicato da Arma dei Carabinieri, Comando Unità Forestali, Ambientali e Agroalimentari con il contributo del finanziamento LIFE dell'Unione Europea. Roma n. pag. iniziale - n. pag. finale

Si ringraziano Luigi Di Battista, Maurizio Piovosi, Giada Bertini, Giorgio Brunialti, Luisa Frati e Domenico Di Martino *per le foto di copertina e quarta*

Copyright 2024 Arma dei Carabinieri - Comando Unità Forestali Ambientali e Agroalimentari
Via Carducci n. 5 - 00187 Roma

Finito di stampare nel mese di Maggio 2024
presso la Tipografia Palombi & Lanci
Tivoli (Roma)

ISBN 979-12-210-6304-2

IDEAZIONE E COORDINAMENTO

GIANCARLO PAPITTO e CRISTIANA COCCIUFA

AUTORI DEI TESTI

Gen. C.A. ANDREA RISPOLI

Comandante del Comando Unità Forestali, Ambientali e Agroalimentari - CUFAA

Col. GIANCARLO PAPITTO, App. Sc. Q.S. CRISTIANA COCCIUFA

Ufficio Progetti, Convenzioni, Educazione Ambientale - CUFAA

Dott.ssa GIADA BERTINI, Sig. MAURIZIO PIOVOSI, Dott. VALERIO MORETTI,
Sig. TIZIANO SORGI, Dott. LUCA MARCHINO

Centro di Ricerca Foreste e Legno - CREA

Dott. ALDO MARCHETTO, Dott.ssa MICHELA ROGORA, Sig. GABRIELE TARTARI,
Sig.ra PAOLA GIACOMOTTI, Sig.ra ARIANNA ORRU', Dott.ssa GIULIA CESARINI,
Dott.ssa ANGELA BOGGERO, Dott. RICCARDO FORNAROLI,
Dott.ssa SIMONA MUSAZZI, Dott.ssa SILVIA ZAUPA

Istituto di Ricerca sulle Acque - CNR

Prof. STEFANO CARNICELLI, Dott.ssa GUIA CECCHINI

Dipartimento di Scienze della Terra - Università degli Studi di Firenze

Prof.ssa ANNA ANDREETTA

Dipartimento di Scienze Chimiche e Geologiche - Università degli Studi di Cagliari

Dott. ANTONIO PIERSANTI, Dott. ETTORE PETRALIA

Laboratorio Inquinamento Atmosferico - ENEA

Prof. ROBERTO CANULLO, Dott. STEFANO CHELLI, Dott. MARCO CERVELLINI,
Prof. GIANDIEGO CAMPETELLA

Scuola di Bioscienze e Medicina Veterinaria - Università di Camerino

Dott.ssa LUISA FRATI, Dott. GIORGIO BRUNIALTI

Terradata environmetrics - Spin Off Accademico dell'Università di Siena

Dott.ssa ELENA PAOLETTI, Dott.ssa BARBARA BAESSO MOURA, Dott.ssa ELENA MARRA,
Dott. YASUTOMO HOSHIKA, Dott.ssa FLAVIA SICURIELLO, Dott. PAOLO COLANGELO,
Dott.ssa SERENA CARLONI, Dott.ssa SILVIA PIOLI, Dott.ssa EMANUELA SOLANO,
Dott.ssa GIORGIA CASTIELLO, Dott. LEONARDO LATILLA, Dott. BRUNO DE CINTI

Istituto di Ricerca sugli Ecosistemi Terrestri - CNR

Prof. FILIPPO BUSSOTTI, Prof.ssa MARTINA POLLASTRINI, Dott. DANIELE BENASSAI,
Dott. DAVIDE BETTINI, Prof. MATTEO BRACALINI, Prof. PAOLO CAPRETTI,
Dott. ENRICO CENNI, Dott. Alberto COZZI, Dott. Marco FERRETTI,
Prof.ssa LUISA GHELARDINI, Dott. GIOVANNI IACOPETTI, Prof. SALVATORE MORICCA,
Prof.ssa TIZIANA PANSAVOLTA, Dott. Fabio STERGULC, Prof. Riziero † TIBERI.

Dipartimento di Scienze e Tecnologie Agroalimentari, Ambientali e Forestali - Università degli Studi di Firenze

INDICE

PREFAZIONE	pag. 7
INTRODUZIONE	» 9
1. CONDIZIONE DEGLI ECOSISTEMI TERRESTRI	» 11
1.1. Condizioni chimico-fisiche	» 13
1.1.1. Meteorologia	» 13
1.1.2. Deposizioni atmosferiche	» 27
1.1.3. Soluzione circolante nel suolo	» 59
1.1.4. Visibilità dei paesaggi	» 69
1.2. Condizioni della biodiversità	» 80
1.2.1. Vegetazione erbacea	» 80
1.2.2. Licheni	» 137
1.2.3. Sintomi da ozono	» 161
1.2.4. Biodiversità animale	» 175
1.3. Condizioni degli alberi	» 187
1.3.1. Chiome	» 187
1.3.2. Accrescimenti	» 237
1.3.3. Analisi della chimica fogliare	» 245
1.3.4. Fenologia	» 251
1.3.5. Contenuto e fluorescenza della clorofilla	» 263
2. CONDIZIONI DEGLI ECOSISTEMI ACQUATICI	» 273
2.1. Acque superficiali	» 275
RINGRAZIAMENTI	» 295

PREFAZIONE

Il decreto legislativo 19 agosto 2016, n. 177, recante “*Disposizioni in materia di razionalizzazione delle funzioni di polizia e assorbimento del Corpo forestale dello Stato – ai sensi dell’articolo 8, comma 1, lettera a), della legge 7 agosto 2015, n. 124 – in materia di riorganizzazione delle amministrazioni pubbliche*”, all’articolo 7 comma 2 dispone che l’Arma dei Carabinieri, tra le altre, eserciti le attività di studio connesse alla rilevazione qualitativa e quantitativa delle risorse forestali, al monitoraggio sullo stato fitosanitario delle foreste, ai controlli sul livello di inquinamento degli ecosistemi forestali e al monitoraggio del territorio in genere con raccolta, elaborazione, archiviazione e diffusione dei dati.

La forza armata effettua il monitoraggio delle foreste in quanto le stesse sono considerate un asset strategico del Paese per i servizi ecosistemici relativi ai cambiamenti climatici e agli aspetti geopolitici connessi. Il legislatore, nell’affidare all’Arma dei Carabinieri le attività di rilevazione dei dati qualitativi e quantitativi delle foreste, ha voluto assicurare ad una Forza Armata dello Stato un’attività strategica per il Paese, al pari di altre risorse terrestri, aeree e marine i cui rilevamenti sono affidati a organismi militari come l’Istituto geografico dell’Esercito per i rilievi cartografici, il Servizio Meteorologico dell’Aeronautica per le rilevazioni meteo e l’Istituto Idrografico della Marina per quelle idro-oceanografiche. Il monitoraggio forestale assume quindi un’importanza cruciale, soprattutto quando possiede carattere di continuità nel tempo e permette di conoscere non solo la consistenza e l’evoluzione del patrimonio forestale, ma anche il suo stato di salute. Questo compito cruciale viene svolto dai Carabinieri del Comando Unità Forestali, Ambientali e Agroalimentari (CUFAA) su due Reti di monitoraggio forestale: la Rete ICP Forests di livello I, basata su circa 260 punti di controllo e la Rete ICP Forests di livello II, basata su 31 aree di rilevamento. Tali Reti rappresentano il cardine del Programma CON.ECO.FOR. (CONtrollo ECOsistemi FORestali), ramo istituzionale italiano dell’iniziativa internazionale ICP Forests (*International Cooperative Programme on Assessment and Monitoring of Air Pollution Effects on Forests*), nato nella seconda metà degli anni ’80 nell’ambito della Convenzione sull’Inquinamento Transfrontaliero a Grande Distanza (*Convention on Long Range Transboundary Air Pollution*), sotto l’egida della Commissione Economica per l’Europa delle Nazioni Unite (*United Nations Economic Commission for Europe*), proprio per monitorare gli effetti dell’inquinamento atmosferico su alcuni ecosistemi, tra cui le foreste. Nonostante l’esistenza di un sistema integrato di siti per il monitoraggio degli input di inquinanti atmosferici potenzialmente impattanti sui popolamenti forestali, l’entrata in vigore della Direttiva Europea NEC (“*National Emission Ceilings*”, *Direttiva UE 2016/2284*) ha posto nuove sfide e richiesto nuovi adempimenti connessi allo studio degli effetti che tale inquinamento può avere sui boschi ed in particolare al rilevamento delle risposte che questi ecosistemi possono esprimere sotto l’impatto dell’inquinamento atmosferico, in termini di perdita o modificazioni della biodiversità, fino al loro deperimento.

Per questo è stato ideato il progetto LIFE MODERn(NEC) (*new MONitoring system to Detect the Effects of Reduced pollutants emissions resulting from NEC Directive adoption*) finanziato dall’Unione Europea (LIFE20IE/IT/000091), ad oggi unico esempio di progetto LIFE in Europa dedicato all’adempimento della Direttiva NEC. Il progetto LIFE MODERn(NEC), coordinato dal CUFAA e gestito dall’Ufficio Progetti, Convenzioni, Educazione ambientale, si basa su una rete di 20 siti (Rete NEC Italia), 10 siti forestali appositamente selezionati dal programma ICP Forests – CON.ECO.FOR. e 10 siti di acque dolci (in parte selezionati dalla rete ICP Waters) e svilupperà indicatori innovativi e specialistici per captare i segnali di sofferenza degli ecosistemi studiati, sotto gli impatti dell’inquinamento atmosferico e di altre minacce congiunte di origine antropica, come il cambiamento climatico. In questo ambizioso lavoro, i Carabinieri Forestali sono affiancati da un gruppo di ricercatori d’eccellenza, appartenenti al Consiglio Nazionale delle Ricerche, all’ENEA, alle Università di Camerino e Firenze e al Consiglio per la ricerca in agricoltura e l’analisi dell’economia agraria. Completano il partenariato

i ricercatori della società Terradata environmetrics e gli esperti di Legambiente. La presente raccolta di manuali scaturisce dal progetto e, descrivendo le operazioni necessarie per lo svolgimento in campo della raccolta dati per ciascuna linea di ricerca, è destinata a rappresentare un prezioso strumento per la divulgazione e la replicazione delle attività di progetto tra i numerosi portatori d'interesse a livello nazionale, ma anche un valido *vademecum* per altri Paesi Membri UE coinvolti nell'applicazione della Direttiva NEC.

In conclusione, ricordando il grande scienziato dell'800 Charles Darwin: *“Questa Terra, che un tempo ci sembrava infinitamente grande, deve essere considerata nella sua piccolezza. Viviamo in un sistema chiuso, dipendenti gli uni dagli altri e dipendenti tutti dalla Terra stessa. Tutto ciò che ci divide è infinitamente meno importante del pericolo che ci unisce”*.

A tutti auguro una buona lettura.



Il Comandante del Comando Unità Forestali,
Ambientali e Agroalimentari dell'Arma dei Carabinieri

Gen. C.A. Andrea Rispoli

INTRODUZIONE

Le foreste, insieme agli altri sistemi naturali terrestri e alle acque dolci, sono state soggette nel corso della storia dell'uomo a diversi tipi di pressione antropica, fra cui incendi, frammentazione degli ecosistemi, urbanizzazione e consumo di suolo.

Dagli anni 80 del secolo scorso si è aggiunto l'allarme relativo all'impatto degli inquinanti gassosi (fra cui l'ozono troposferico), delle deposizioni di composti acidificanti (le cosiddette "piogge acide") o eutrofizzanti (soprattutto le deposizioni azotate) sui suoli forestali e sulle acque dolci.

Più recentemente, i cambiamenti climatici in corso si sono manifestati con ripetute e prolungate siccità accompagnate da elevate temperature estive e da eventi estremi come la tempesta "Vaia" che ha distrutto larghe porzioni di soprassuolo forestale nelle Alpi centro-orientali.

Infine, è sempre più grave l'emergenza legata alla diffusione di piante infestanti (aliene invasive) e di insetti e funghi dannosi per la vegetazione, la cui introduzione è favorita dai commerci su vasta scala di materiale vegetale, come il materiale vivaistico.

L'insieme di vecchi e nuovi agenti di danno, e la loro interazione, provoca riduzione della vitalità delle piante e della crescita dei boschi, perdita di biodiversità, diffusione di parassiti opportunisti (cioè, che attaccano piante già indebolite), mortalità degli alberi e cambiamenti nella struttura e composizione degli ecosistemi.

L'impatto dei disturbi che agiscono sulle foreste è oggetto di monitoraggio dal 1996 con l'attivazione del programma nazionale CON.ECO.FOR. (Controllo Ecosistemi Forestali), che include una rete di Livello I (261 aree permanenti su cui ogni anno vengono effettuati rilievi sulle condizioni delle chiome) e una rete di Livello II (31 aree permanenti dove vengono svolte indagini più approfondite di tipo causa-effetto, con diverso grado di approfondimento). Queste reti fanno parte del programma pan-europeo ICP Forests, e si basano sulla misura costante e periodica di indicatori di stato nell'ambito di azioni regolamentate da manuali comuni.

Il progetto LIFE MODERn(NEC), nell'ambito della direttiva europea 2016/2284/UE (NEC - National Emission Ceilings) si propone, fra le altre cose, l'obiettivo di sviluppare nuovi e più sofisticati indicatori per monitorare l'impatto dei vecchi e dei nuovi fattori di stress, in modo da rendere più efficace l'individuazione precoce degli impatti e le relazioni causa-effetto. Questi nuovi indicatori, una volta testati tramite la loro pratica applicazione, potranno essere poi proposti per un'applicazione su più larga scala europea.

I manuali che vengono presentati in questo volume rappresentano un prodotto del gruppo di lavoro LIFE MODERn(NEC) - Azione B4 (Training for field operators) a supporto degli operatori di campo. Essi sono parte di un articolato sistema di QA (Quality Assurance) che ha lo scopo finale di uniformare i criteri con cui i dati vengono raccolti e prodotti, in modo da rendere i risultati del monitoraggio attendibili e riproducibili.



CUFAA - SM - Ufficio Progetti, Convenzioni, Educazione Ambientale

Col. Giancarlo Papitto e App. Sc. Q.S. Cristiana Cocciufa

1

Condizioni degli ecosistemi terrestri



1.1. Condizioni chimico-fisiche

1.1.1. Meteorologia

Istruzioni per la manutenzione delle centraline meteorologiche

Instructions for the maintainance of meterological gauges

Tiziano Sorgi, Valerio Moretti

Corresponding author: tiziano.sorgi@crea.gov.it

CREA – Consiglio per la ricerca in agricoltura e l'analisi dell'economia agraria

Centro di Ricerca Foreste e Legno

Roma, Casalotti

Introduzione

Le variabili meteorologiche influenzano la composizione, la struttura, la crescita, la salute e la dinamica degli ecosistemi forestali. La misurazione dei dati meteorologici nei posti di osservazione forestale è essenziale per l'interpretazione degli effetti dei cambiamenti climatici. L'entità e le variazioni temporali delle variabili meteorologiche dovrebbero essere valutate nel modo più accurato possibile per poter utilizzare i dati meteorologici come fattori esplicativi delle numerose altre osservazioni effettuate nei plot di livello II. Nella maggior parte dei casi, i dati meteorologici provenienti dalle stazioni meteorologiche nazionali non sono sufficienti per rappresentare le aree boschive. Le caratteristiche geografiche influenzano il flusso d'aria e limitano la rappresentatività dei dati meteorologici per eterogeneità spaziale (ad esempio posizione, altitudine, esposizione, pendenza). Il monitoraggio meteorologico presso i plot di livello II fornisce informazioni locali, all'interno dell'area forestale, sui fattori di base che guidano e influenzano gli ecosistemi forestali. I dati meteorologici vengono utilizzati per derivare i flussi e la deposizione di inquinanti atmosferici nei popolamenti forestali, nonché i cicli dell'acqua e degli elementi, la vitalità, la crescita e la fenologia e lo stato della chioma degli alberi.

Le prime centraline meteo furono installate su tutto il territorio nazionale nell'ambito del progetto Con.Eco.For. nel lontano 1997. Per ogni sito del progetto sono stati scelti 2 diversi punti dove le centraline dovevano essere assemblate, il primo è detto "Open Field" (OFD), generalmente si tratta di una radura sufficientemente estesa, subito fuori del bosco. Questa centralina definisce il clima dell'intera zona. Il secondo punto, detto "In the Plot" (ITP), è il plot vero e proprio nel bosco, dove vengono svolte tutto il resto delle analisi forestali. Di norma la centralina meteo in queste aree è più piccola ed ha meno sensori poiché definisce il microclima del bosco. All'inizio del progetto Con.Eco.For., buona parte dei siti scelti avevano entrambe le tipologie di centraline, con gli anni però molti siti sono stati dismessi e così anche le relative centraline meteo.

Grazie a progetti LIFE nazionali e internazionali, su 6 di questi siti storici sono state aggiornate, e in alcuni casi aggiunte ex-novo, le relative centraline meteo. Nel dettaglio questi siti sono: 01-ABR1 (OFD e ITP), 03-CAL1 (OFD), 05-EMI1 (OFD e ITP), 09-LAZ1 (OFD e ITP), 12-PIE1 (OFD e ITP) e 20-VEN1 (OFD e ITP). Questi a tutt'oggi sono i 6 siti storici della ex rete Con.Eco.For.

A questi 6 siti, grazie al progetto LIFE MODERN NEC è stato possibile integrare altri 4 siti forestali dove saranno installate sia una centralina Open Field che una In the Plot. Queste centraline sono meno complesse rispetto a quelle presenti sui 6 siti principali, ma sono più che sufficienti per un buon monitoraggio meteorologico. Questi nuovi siti sono: 14-SAR1, 25-TOS2 e 31-VEN2, mentre per quanto riguarda 27-BOL1, sono già presenti delle centraline gestite da altri enti e che ci faranno avere i dati. In futuro grazie a nuove convenzioni NEC si potrebbero recuperare ed aggiornare ulteriori centraline economiche che erano state installate su altri siti Con.Eco.For. e che per mancanza di progetti e convenzioni sono state abbandonate, tra queste quelle più recuperabili potrebbero essere: 10-LOM1 (OFD), 11-MAR1 (OFD), 15-SIC1 (OFD), 21-ABR1 (OFD), 22-LAZ2 (OFD) e 26-TOS3 (OFD).

Attrezzatura delle aree

Composizione tipo di una centralina meteorologica

I. Strumenti di misura

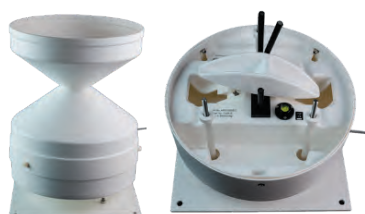
II. Acquisizione

III. Trasmissione

IV. Alimentazione



I. Strumenti di misura



- Precipitazioni: Pluviometro aerodinamico “a benna ribaltabile”.
Ogni scatto della benna genera un impulso corrispondente a x mm di acqua.



- Temperatura e umidità relativa dell'aria: Termoigrometro.
L'elemento sensibile varia la sua capacità elettrica in maniera proporzionale alla temperatura e all'umidità relativa ambientale.



- Radiazione solare: Piranometro.
Si basa sulla differenza di temperatura di due superfici, una bianca ed una nera generando una differenza di tensione elettrica in uscita.



- Velocità e direzione del vento: Anemometro a tre tazze e una banderuola.

La velocità di rotazione delle tazze è proporzionale alla velocità del vento mentre la bandieruola indica il settore di provenienza in gradi (0 - 360)

- Temperatura/Umidità relativa del terreno: Sonda per il suolo. Questi sensori emettono un segnale elettromagnetico ad una frequenza specifica che viene trasmesso attraverso il suolo circostante. La presenza di acqua nel terreno altera la frequenza del segnale, e la sonda è in grado di rilevare questa variazione e trasformarla in un segnale elettrico.



- Pressione dell'aria: Barometro. L'elemento sensibile piezoresistivo genera una tensione di uscita proporzionale alla pressione atmosferica.

II. Acquisizione



- Datalogger Campbell. Elaboratore centrale della centralina meteo, acquisisce i segnali analogico/digitali generati dai sensori e li elabora costruendo le tabelle orarie e giornaliere che verranno successivamente inviate.

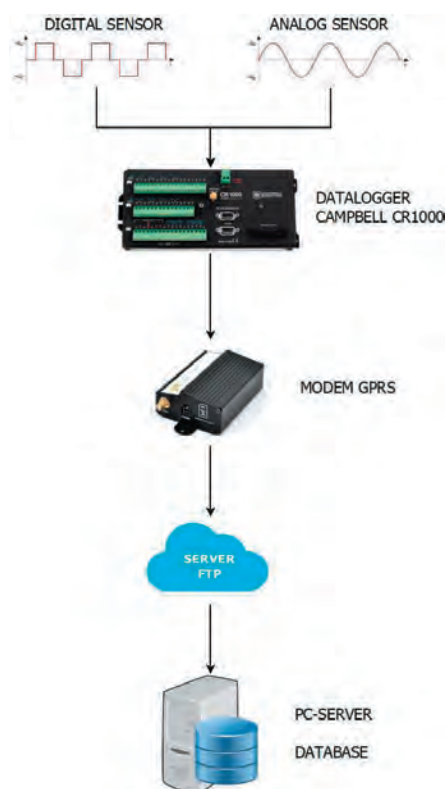
III. Trasmissione



- Modem GPRS.

Il modem, tramite SIM dati, si occupa di inviare a livello orario ed a livello giornaliero, le tabelle precedentemente create dal datalogger. Questi dati verranno quindi caricati su server FTP dove il CREA-FL li preleverà per aggiornare la banca dati.

Schema trasmissione dati



- I sensori analogici e digitali misurano i parametri meteorologici.

- Un datalogger, marca Campbell, è usato per processare ed immagazzinare i dati misurati.

- Un modem GPRS è connesso al datalogger tramite collegamento seriale.

- I dati vengono trasmessi dal data logger a un server FTP e sono memorizzati in cartelle, una per ogni sito.

- I dati infine vengono prelevati dal PC-Server su cui è installata la banca dati CON.ECO.FOR.

Operazioni di manutenzione

Come abbiamo avuto modo di vedere, le centraline sono automatizzate e non hanno bisogno di interventi esterni se non di manutenzioni in caso di malfunzionamenti che verrebbero svolte dal nostro gruppo se meno gravi, o da ditte specializzate se più gravi.

Esiste però un intervento che si richiede al personale che si reca sulle aree per le attività di campo, che per i dati meteo è di vitale importanza, ossia la pulizia del pluviometro. Questo strumento specialmente se montato sotto il bosco, tende a ostruirsi. E' molto importante quindi ripulire bene il collo dell'imbuto nel coperchio del pluviometro dove generalmente è presente un filtrino. Per fare ciò è opportuno rimuovere il coperchio del pluviometro e una volta rimosse tutte le possibili occlusioni, testare l'imbuto tramite un po' di acqua prima di rimontarlo sulla base, questo per evitare valori accidentali di pioggia. E' assolutamente necessario evitare oscillazioni della bascula interna presente sulla base del pluviometro, per non dare luogo a letture sballate di pioggia.

Lo smontaggio del coperchio è molto semplice e dipende dal tipo di pluviometro, se di acciaio (presenti

principalmente nei 6 siti principali) si dovranno allentare senza toglierle, le 3 viti presenti lateralmente sulla base del coperchio, una volta allentate il coperchio si sfila verso l'alto. Di seguito un esempio di questi pluviometri con il dettaglio della bascula presente sulla base.



Negli altri siti menzionati, compresi i nuovi, il pluviometro è di tipo più economico ed è interamente di plastica. In questo caso il coperchio va preso saldamente tra le mani e ruotato leggermente in senso antiorario, dopodiché sarà possibile rimuoverlo verso l'alto. Di seguito alcuni esempi di questo tipo di pluviometro.



La pulizia del pluviometro è l'unica manutenzione importante che si chiede di fare agli addetti ai rilievi di campo ogni volta che saranno sull'area. Esistono comunque dei piccoli accorgimenti che si possono fare quando si è davanti alla centralina meteo in modo da allertarci su qualcosa che non va e che magari da un semplice controllo dei dati non si nota. Per esempio, l'anemometro potrebbe non girare correttamente, nelle 6 centraline storiche, quelle più complesse, di anemometri ce ne sono 2, anche se è facile che il vento si manifesti in maniera differente sui 2, è sempre possibile valutare se uno dei due non gira come dovrebbe. Un anemometro con problemi potrebbe fare rumore mentre gira e questo è un segnale che qualcosa non va. Nelle centraline più piccole spesso l'anemometro si trova a un'altezza raggiungibile dalle mani, quando si ha un dubbio, quindi, è possibile dare una semplice spinta sia alle

coppette che alla banderuola in modo da verificarne la corretta rotazione. Altro problema che può essere scoperto ascoltando i rumori, sono quelli che riguardano i termoisgrometri. Quasi in tutte le centraline, sicuramente in tutte le storiche ma anche in qualcuna delle nuove, i termoisgrometri sono montati all'interno di uno shield in cui è presente una piccola ventola. Normalmente lo girare della ventola si sente abbastanza bene, nel caso non si senta è possibile che si sia rotta. Infine sempre per quanto riguarda i termoisgrometri, nelle centraline storiche ci sono fino a 3 profili di temperatura e quello più in basso risulta essere a soli 10 cm di distanza del terreno. È importante quindi che non venga coperto da erbacce. Anche visivamente è possibile notare problematiche, per esempio bracci della struttura che hanno ceduto o sensori che si sono allentati. Le centraline più piccole hanno un treppiedi fissato con dei cavi che spesso si allentano, è possibile stringerli tramite gli appositi tiranti almeno fino a quando è possibile.

Tutte queste problematiche dovranno essere segnalate agli indirizzi mail segnati alla fine del manuale.

Trattamento in campo del dato

Potrebbe essere necessario, una tantum o a cadenza non settimanali e comunque solo se richiesto dai responsabili delle centraline meteo, scaricare i dati meteo dalle centraline stesse. Come abbiamo visto i dati vengono inviati automaticamente al server FTP, questo però potrebbe non avvenire per un mal-funzionamento del modem, o di un ripetitore di zona e in questi casi è necessario connettere un PC portatile al datalogger (tramite un cavo che dipende dal datalogger stesso) e tramite un determinato programma da installare preventivamente sul PC, scaricare i file dei dati e inviarli per mail ai nostri indirizzi. Inoltre, per i 4 nuovi siti non sarà possibile da subito dotare i modem di scheda SIM, per queste centraline quindi sarà necessario lo scarico dei dati sul posto.

Il collegamento del PC al datalogger avviene tramite cavetti USB di diversa natura a seconda del datalogger installato. Tutti i datalogger di tutte le centraline sono dei modelli Campbell, mentre lato PC il connettore del cavo sarà una semplice USB, lato datalogger il connettore cambia a seconda del modello. A seguire un elenco dei datalogger usati e per ognuno le centraline su cui sono presenti ed il tipo di connettore richiesto:

- CR1000:



Datalogger installato nelle centraline 01-ABR1 (OFD), 05-EMI1 (OFD), 09-LAZ1 (OFD e ITP), 12-PIE1 (OFD e ITP) e 20-VEN1 (ITP). Il datalogger presenta solo una porta seriale RS-232.

Serve un cavo adattatore SERIALE-USB.

- CR1000X:



Datalogger installato per ora solo nella centralina 05-EMI1 (ITP). E' molto simile al CR1000 ma a differenza di questo presenta una più pratica porta micro-usb.

Serve un cavo MicroUSB-USB.

- CR6:



Datalogger installato nelle centraline 01-ABR1 (ITP), 03-CAL1 (OFD), 05-EMI1 (seconda ITP installata dal CNR), 20-VEN1 (OFD) e 31-VEN2 (OFD).

Serve un cavo MicroUSB-USB.

- CR300:



Datalogger installato nelle nuove centraline 14-SAR1 (OFD-ITP), 25-TOS2 (OFD-ITP) e 31-VEN2 (ITP), più eventuali siti futuri che potrebbero essere recuperati della vecchia rete.

Serve un cavo MicroUSB-USB.



Cavo Seriale – USB



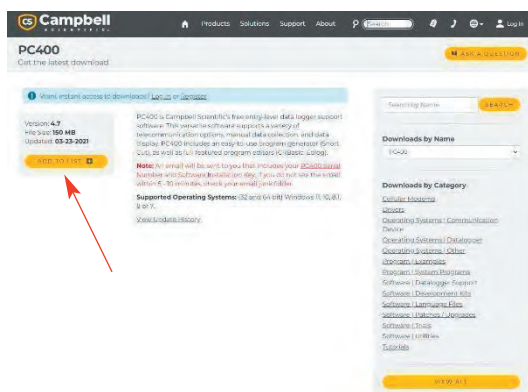
Cavo Micro USB – USB

Installazione e configurazione del software necessario per lo scarico dei dati dalla centralina meteo.

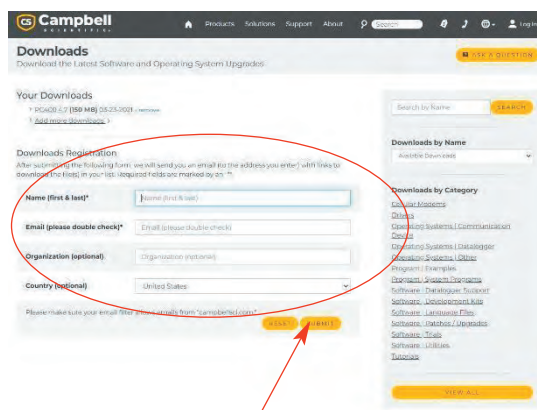
– Installazione:

Il software messo a disposizione dalla Campbell per gestire i propri datalogger si chiama “PC 400” ed è del tutto gratuito, ma prevede per il download l’immissione di alcuni dati obbligatori come nome e cognome di chi scarica e soprattutto la mail.

Aprire il seguente link: <https://www.campbellsci.com/downloads/pc400>

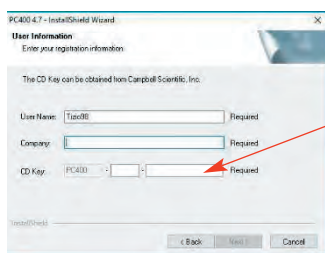


Cliccare sul pulsante “Add to List”, inserire i propri dati (importante l’indirizzo mail) ed infine cliccare su “Submit”.



A questo punto verrà inviata una mail sull’indirizzo scelto in precedenza, contenente un link che se aperto farà iniziare il download vero e proprio del software PC 400, attualmente aggiornato alla versione 4.7.

Una volta scaricato lanciare l’eleggibile appena scaricato e seguire le richieste a schermo.



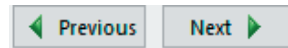
Inserire qui la Key ottenuta sulla mail precedentemente arrivata, insieme al resto dei dati e proseguire con l’installazione.

– Configurazione Datalogger:

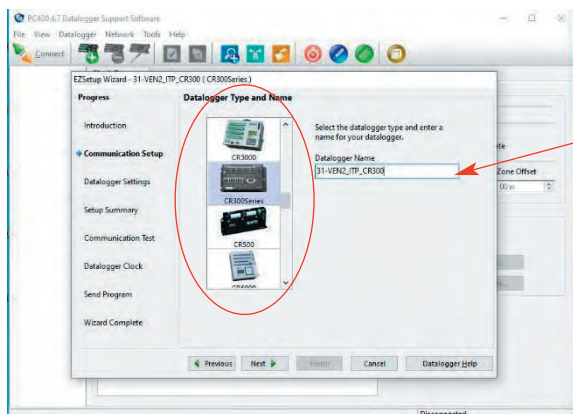
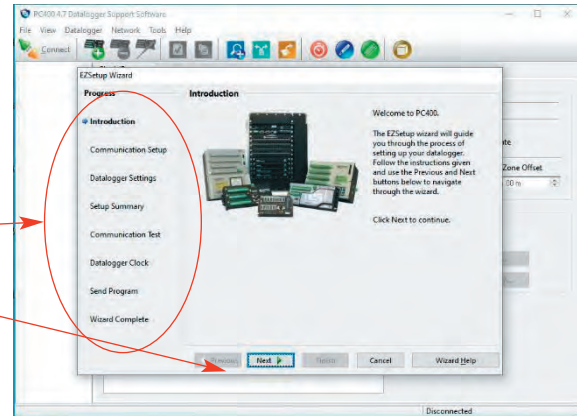
Terminata l’installazione per prima cosa connettere il datalogger al PC usando il giusto cavo come da precedente elenco, per proseguire nella guida quindi, è necessario essere fisicamente sul posto in modo da interfacciarsi direttamente al datalogger.

Una volta connesso il datalogger lanciare il programma vero e proprio, non essendo stato configurato nessun datalogger, il programma in automatico aprirà la configurazione di uno nuovo, si potrà comunque aggiungere in qualsiasi momento un nuovo datalogger tramite il pulsante.

La configurazione avverrà tramite diversi step tra cui ci si potrà spostare con gli appositi pulsanti “Previous” e “Next”:



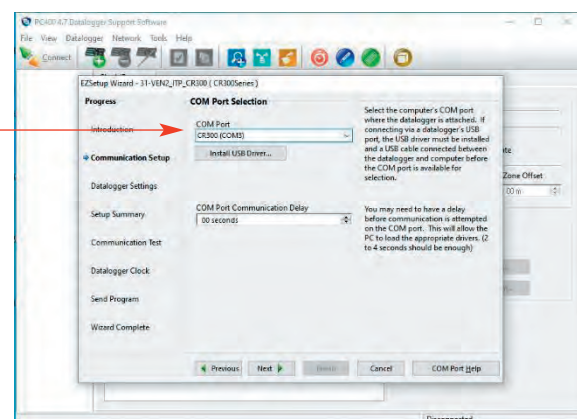
Elenco step di configurazione premere “Next” per proseguire.



Scegliere dall’elenco a scorrimento il modello preciso del datalogger che si sta configurando ed il nome da assegnargli. E’ molto importante dare un nome il più descrittivo possibile della centralina a cui appartiene il datalogger, per esempio per il sito 31-VEN2 il datalogger della Open Field potrebbe essere chiamato “31-VEN2_OFD_CR6” mentre quello della In the Plot potrebbe essere chiamato “31-VEN2_ITP_CR300”. Proseguire con “Next”.

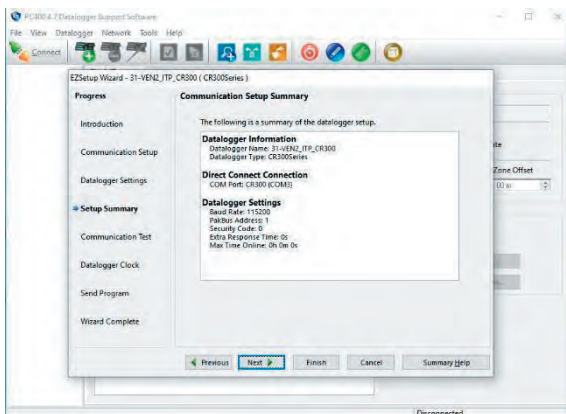
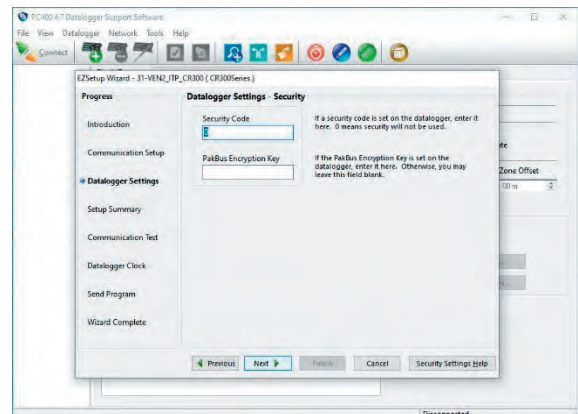
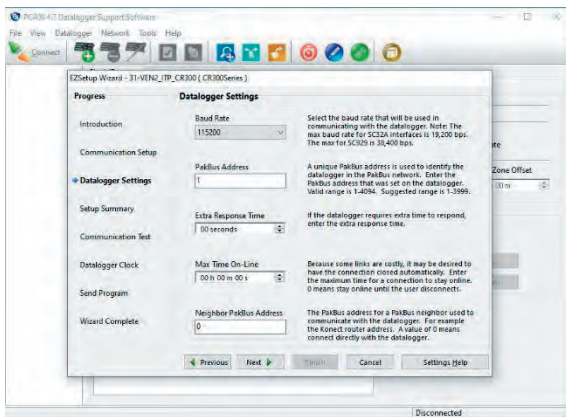
Qui andrà assegnata una porta COM al datalogger, aprite il menù “COM Port” e scegliere quella che è stata assegnata al datalogger, di solito dovreste trovare il suo nome vicino al numero della COM, per esempio “CR300 (COM8)”, significa che il sistema ha assegnato alla COM numero 8 la porta USB del CR300.

Una volta assegnata la porta al datalogger proseguire con “Next”.



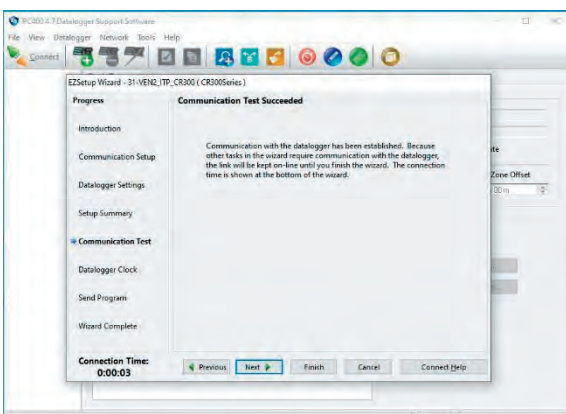
Se la COM non risulta assegnata al datalogger e quindi assente nella lista, provate a chiudere e riaprire il programma ricominciando da capo, se il datalogger ancora non risulta allora è probabile che Windows non abbia riconosciuto il datalogger. In questo caso provare come ultimo tentativo a sconnettere il datalogger, riavviare il PC, riconnettere il datalogger, riavviare PC400 e ricominciare la configurazione.

Nelle prossime 2 schermate lasciare tutti i valori così come sono di default.



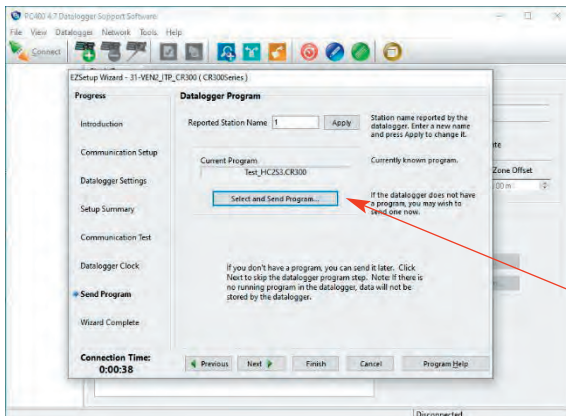
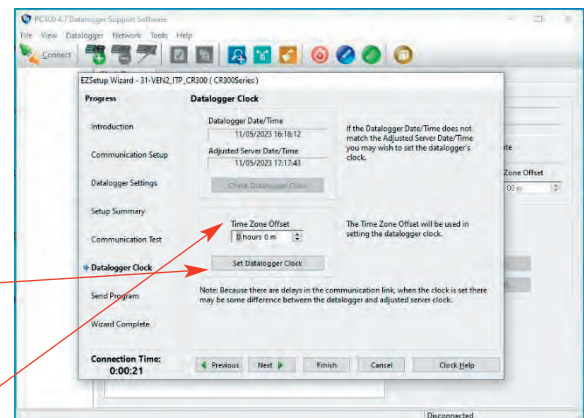
Si arriverà a questa schermata con il riepilogo di tutte le impostazioni scelte fino ad ora. Proseguire con “Next”.

A questo punto il prossimo step prevede un test di comunicazione con il datalogger, scegliere sì e proseguire.



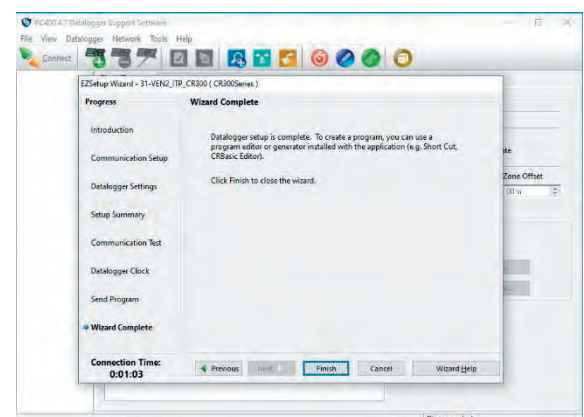
Se il test avrà successo si arriverà a questa schermata.

In questa schermata si può modificare la data e l'ora del datalogger, non dovrebbe servire poiché i datalogger sono tutti già configurati, tutta via potrebbe essere necessario ripristinarla, in tal caso verificate che la data del vostro PC sia corretta e se lo è basterà cliccare sul “Set Datalogger Clock”. ATTENZIONE però che l'ora sul PC sia sempre quella solare, tutti i datalogger devono riportare necessariamente l'ora solare. Se sul PC è presente l'ora legale, cliccare comunque il pulsante ma subito dopo agire sul campo chiamato “Time Zone Offset”, sarà sufficiente selezionare lo zero relativo all'ora ed agire sulle freccette laterali al campo per impostare -1.

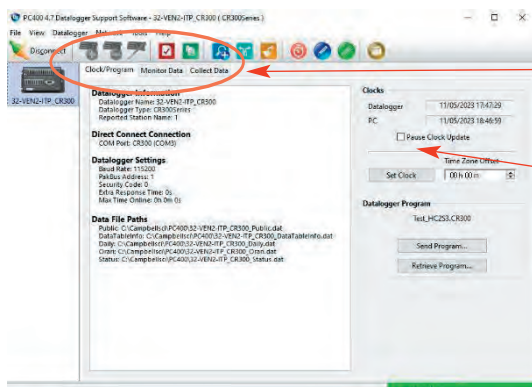


Questa schermata può e DEVE essere saltato con il solito pulsante “Next”, questo perché si riferisce all'upload del programma che gestisce il datalogger. A parte casi più unici che rari non si dovrà mai caricare un nuovo programma. Se questo invece fosse necessario, cliccare sul pulsante “Select and Send Program...” e scegliere il programma da caricare per inviarlo al datalogger.

Quest'ultima schermata segna la conclusione della configurazione guidata del nuovo datalogger. Premendo il pulsante “Finisch” la configurazione guidata si chiuderà.

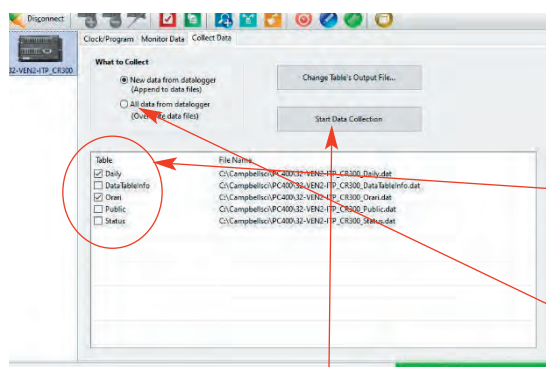
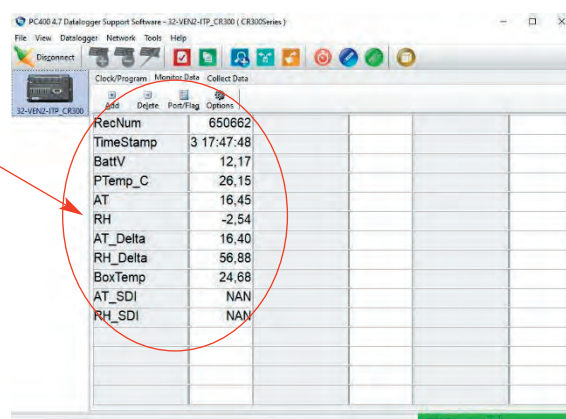


Terminata la configurazione vedrete sulla colonna a sinistra i datalogger che sono stati aggiunti al software e appena terminata la configurazione guidata dovreste ritrovarvi connessi in automatico al relativo datalogger, altrimenti se li avete configurati in altra occasione andrà selezionato il datalogger da cui scaricare i dati e premuto il pulsante “Connect”.



Una volta connessi al datalogger saranno disponibili 3 schede relative al datalogger, la prima è la “Clock/Program”, in cui potremmo ritoccare l’ora e la data del datalogger nello stesso identico modo in cui è stato fatto durante la configurazione, oltre ad inviare o ricevere il programma del datalogger.

La seconda scheda chiamata “Monitor Data” conterrà invece le variabili che vengono usate dal sistema, tra le quali sarà possibile seguire quelle relative ai dati meteo come temperatura, pioggia ecc.



Infine nella terza scheda chiamata “Collect Data” sarà possibile scaricare i file dati dal datalogger. Dal menù selezionare SOLAMENTE le 2 table relative ai dati orari e daily (giornalieri). Si riconoscono poiché conterranno il tag “orari” o “daily”. Tutte le altre table devono essere deselectionate.

Una volta pronti sotto l’opzione “What to Collect” andrà selezionata la seconda scelta ossia “All data from Datalogger”.

Infine cliccare sul pulsante “Start Data Collection” ed i file relativi a quei dati verranno scaricati nella cartella di default del programma, che troverete al seguente percorso: “C:\Campbellsci\PC400\”. I file avranno come nome innanzitutto quello dato al datalogger e poi il nome della tabella che contiene i dati e che sicuramente conterrà il tag “orari” o “daily”. Si aprirà quindi una finestra riepilogativa in cui sarà visibile anche il percorso ed il nome dei file appena creati. A questo punto si può sconnettere il datalogger e non appena possibile si possono inviare i dati ai referenti CREA-FL per la parte meteo, come di seguito specificato.

Conferimento del dato

Si prega di inviare i dati una volta scaricati al seguente contatto:

tiziano.sorgi@crea.gov.it

CONTATTI

In caso di necessità, dubbi o segnalazioni, contattare:

Tiziano Sorgi

Valerio Moretti

CREA – FL

Consiglio per la Ricerca e in Agricoltura

e l'Analisi dell'Economia Agraria

Centro di ricerca Foreste e Legno

Sede di Roma Casalotti: +39-06-478361293

o scrivere ai seguenti indirizzi mail:

tiziano.sorgi@crea.gov.it

valerio.moretti@crea.gov.it

BIBLIOGRAFIA

Raspe S, Fleck S, Beuker E, Preuhsler T, Bastrup-Birk A, 2020: Meteorological Measurements. Version 2020-1. In: UNECE ICP Forests, Programme Co-ordinating Centre (ed.): Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests. Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, Germany, 18 p. + Annex [<http://www.icp-forests.org/manual.htm>]



1.1.2. Deposizioni atmosferiche

Operazioni di campionamento per lo studio della chimica delle deposizioni atmosferiche

Sampling operations for the study of the chemistry of atmospheric deposition

Aldo Marchetto, Gabriele Tartari, Michela Rogora, Paola Giacomotti, Arianna Orrù

Corresponding authors: aldo.marchetto@cnr.it, gabriele.tartari@cnr.it

CNR IRSA Istituto di Ricerca sulle Acque, Largo Tonolli 50

28921 Verbania Pallanza VB

1. Installazione delle aree

1.1. Minimizzazione degli impianti delle ricerche sulle aree permanenti

Nell'installazione dei raccoglitori per le deposizioni atmosferiche si raccomanda di ridurre al minimo il danneggiamento della superficie della parcella di analisi. In particolare, si raccomanda di seguire le seguenti indicazioni:

- i raccoglitori lungo il tronco (stemflow) devono essere disposti nelle vicinanze del perimetro della parcella per permettere che lo svuotamento sia effettuato al di fuori di tutte le superfici tutelate, utilizzando appositi tubi flessibili;
- il numero di persone presenti contemporaneamente all'interno della parcella ed il tempo di attraversamento e sosta devono essere ridotti al minimo;
- per effettuare gli spostamenti all'interno della parcella, devono essere utilizzate il più possibile le aree di servizio;
- qualora la pendenza sia considerevole, gli spostamenti all'interno della parcella devono sempre avvenire con cautela, preferibilmente lungo le isoipse e comunque mai lungo le linee di massima pendenza;
- non calpestare mai le subparcelle di studio che saranno appositamente contrassegnate e delimitate sul terreno;
- prestare attenzione ai cinque picchetti posti in corrispondenza dei siti di prelievo del suolo che, al fine di evitare confusione con altre ricerche, devono essere colorati in blu.

1.2. Tipologie di campioni considerati

Per una corretta quantificazione del flusso di inquinanti dall'atmosfera saranno considerate le seguenti tipologie di campioni:

- deposizioni atmosferiche umide (pioggia o neve) a cielo aperto, raccolte con campionatori costantemente esposti (bulk open field);
- deposizioni (pioggia o neve) raccolte sotto la chioma della vegetazione (bulk through fall);
- acque di scorrimento lungo il tronco (stemflow), solo nelle faggete.

1.2.1. Deposizioni atmosferiche a cielo aperto

L'area per i campionamenti a cielo aperto (bulk, neve), dove sono eseguite anche le misure di meteorologia, deve essere il più possibile prossima alle aree forestali di misura e di controllo. In particolare, per quanto riguarda gli aspetti relativi alla chimica delle deposizioni, devono essere rispettati i seguenti requisiti:

- i raccoglitori devono essere posti distanti da alberi, costruzioni od ostacoli di varia natura, la distanza deve essere almeno quattro volte l'altezza degli ostacoli;
- si deve evitare la vicinanza di sorgenti locali di inquinamento, come strade sterrate, allevamento di animali, gruppi elettrogeni;
- l'area deve essere recintata.

1.2.2. Campionatori di tipo bulk

Sono costituiti da una bottiglia graduata in polietilene di 2 litri, con un imbuto del diametro di 19,5 cm o 14,5 cm in funzione della piovosità dell'area. Il volume raccolto è di 30 ml per ogni millimetro

di precipitazione nel caso dell'imbuto più grande (19,5 cm), di 16,5 ml per ogni millimetro di precipitazione per l'imbuto piccolo (14,5 cm). La bottiglia è alloggiata in un cilindro di PVC di diametro leggermente superiore, in modo da lasciare una camicia d'aria intorno alla bottiglia. Il cilindro è a sua volta fissato su un'asta metallica di 150 cm di altezza (Fig. 1a). L'imbuto contiene un filtro a rete per impedire il prelievo di detriti grossolani, quali foglie o insetti. La struttura è completata da un anello di protezione per evitare che gli uccelli si posino sull'imbuto di prelievo (Fig. 1b).

In ciascuna area sono collocati due o tre campionatori a cielo aperto a seconda del tipo di campione raccolto, neve o pioggia. Questo permette di aumentare il numero di misure del volume di deposizione, ma soprattutto di scartare campioni evidentemente inquinati, senza perdere l'intero campione del periodo di prelievo.

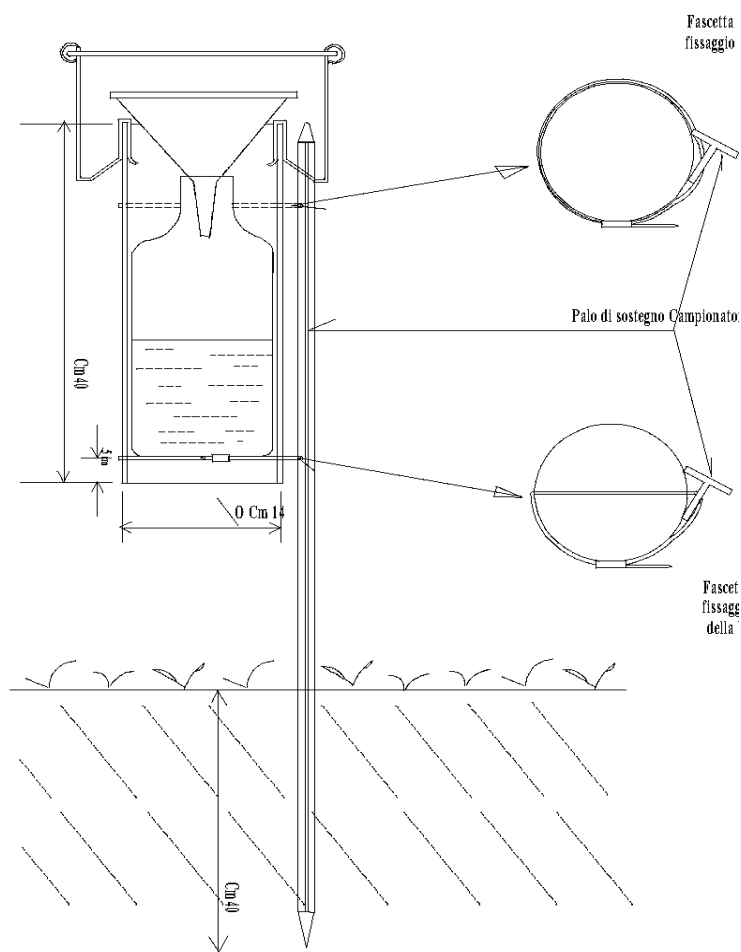


Fig. 1a - Schema di campionatore bulk per le deposizioni atmosferiche.

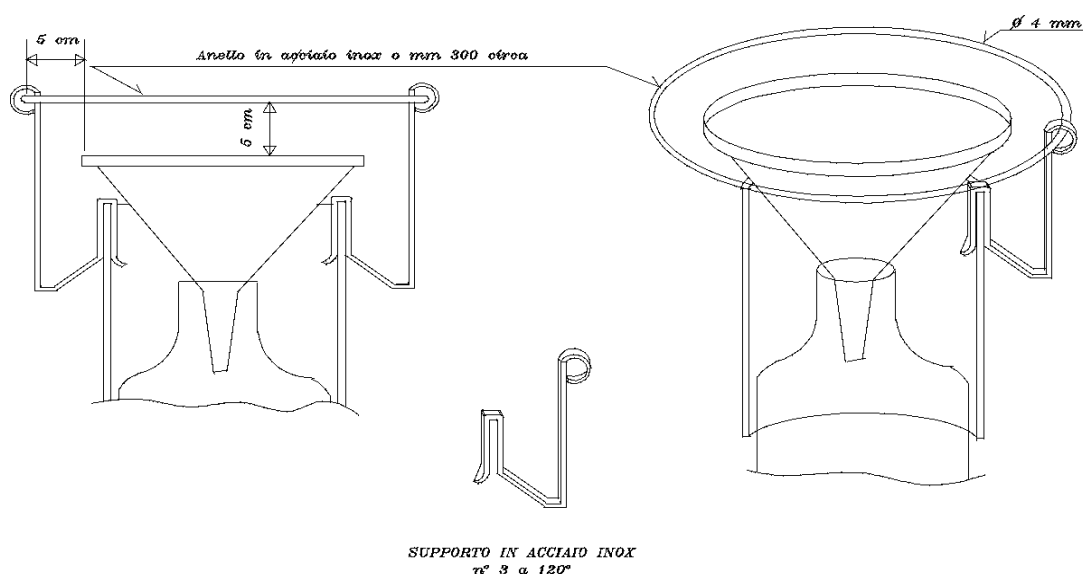


Fig. 1b - Schema della sezione alta del campionatore bulk per le deposizioni atmosferiche completo dell'anello per la protezione dagli uccelli.

1.2.3. Campionatori sotto chioma (throughfall)

A causa della notevole variabilità del flusso attraverso la chioma degli alberi, il prelievo deve essere eseguito con più raccoglitori di tipo bulk, disposti sul terreno in maniera da fornire un campione significativo della variabilità dell'area in esame. I campionatori sono gli stessi descritti per il prelievo a cielo aperto. Per la raccolta dei campioni nelle aree permanenti tipo italiane, per omogeneità con altre misure eseguite, si è scelto di operare come segue:

- si suddivide il quadrato di 50 m di lato che costituisce l'area di misura in 25 quadrati di 10 m di lato;
- i 16 campionatori si collocano ai vertici dei nove quadrati più interni (Fig. 2).

I campionatori devono essere numerati in ordine progressivo da 1 a 16, come illustrato in figura 2.

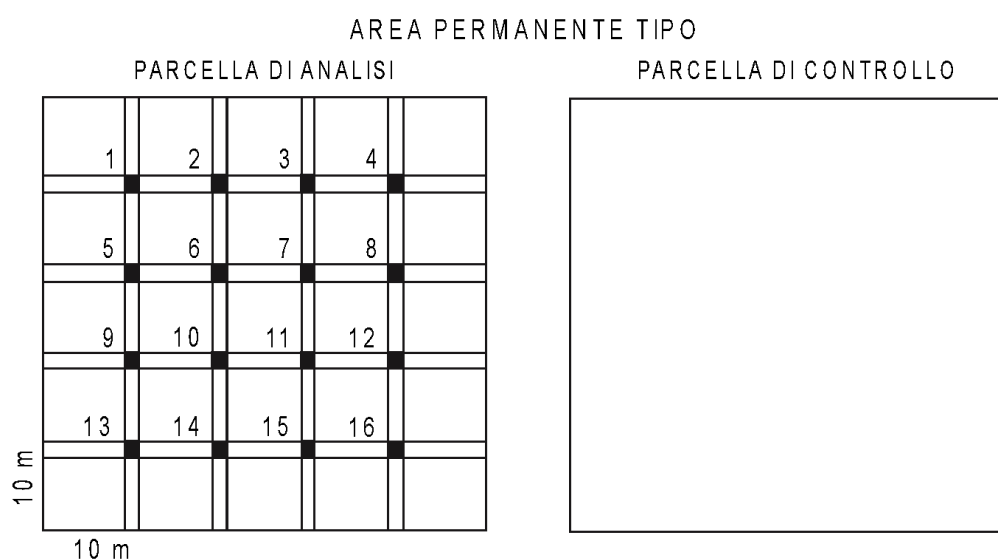


Fig. 2 - Schema di dislocazione dei campionatori sotto chioma nell'area permanente tipo.

1.2.4. Campionamento della neve

Nel caso di precipitazioni nevose il prelievo dei campioni va eseguito con gli appositi contenitori cilindrici in polietilene (diametro interno 20 cm, altezza 80 cm) con raccordo conico, collocati in tubi di materiale plastico alti circa 1 m e con diametro di 25 cm (Fig. 3 vedi pag. 31) ed in grado di contenere circa 800 mm di precipitazione. Questo tipo di prelievo si rende necessario per l'inadeguatezza dell'imbuto e della bottiglia usati per il prelievo delle piogge, a raccogliere correttamente la precipitazione nevosa. Il volume raccolto è di 31,4 ml per ogni millimetro di precipitazione.

L'esposizione dei campionatori della neve (Fig. 4 vedi pag. 32), distribuiti secondo le diagonali del quadrato individuato precedentemente per il campionamento sotto chioma e numerati in ordine progressivo da 1 a 8, viene fatta per le stazioni dove di norma vi sono precipitazioni nevose, affiancandoli a quelli per la pioggia nel periodo compreso tra novembre e marzo. E' così possibile poter selezionare a posteriori il campione da inviare all'analisi, scegliendolo tra i due tipi di prelievo (imbuto o contenitore). Per precipitazioni nevose superiori a 10 cm si consiglia l'uso dei cilindri. Il campione prelevato con il campionatore ritenuto non idoneo viene eliminato dall'operatore, provvedendo alla sostituzione

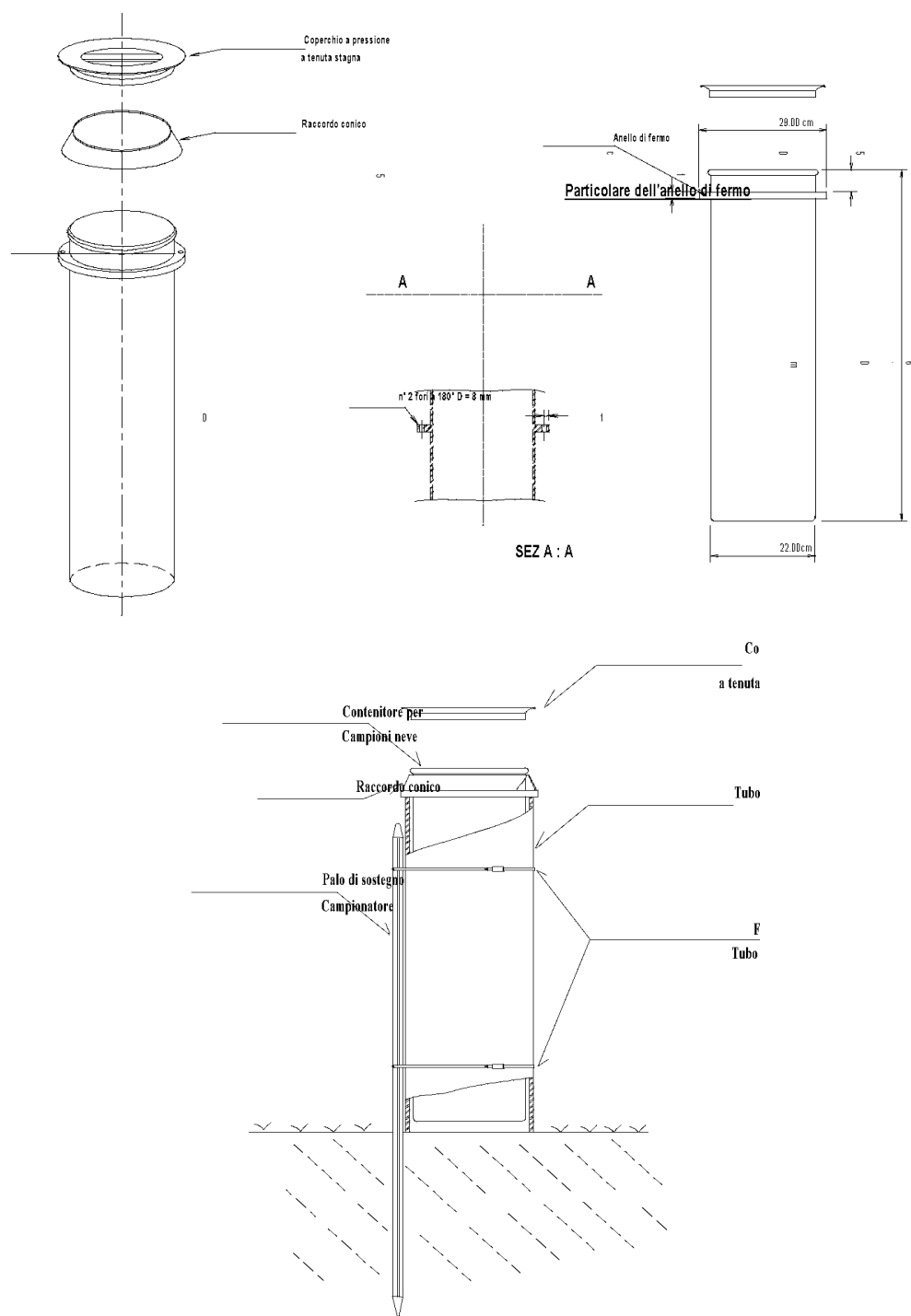


Fig. 3 - Schema del campionatore bulk per la raccolta della neve.

dell'attrezzatura imbuto, bottiglie e recipienti cilindrici. Il tipo di campionatore usato deve essere segnalato sulla scheda di campionamento, sia per registrare la natura dell'evento, sia per il calcolo del volume di precipitazione, in quanto il diametro della bocca per la raccolta della neve è diverso rispetto a quello dell'imbuto per la raccolta della pioggia.

Il campione di neve deve essere trasportato in luogo chiuso e riscaldato, dove viene fatto sciogliere mantenendolo chiuso con il proprio tappo. La completa fusione richiede in genere tempi abbastanza lunghi (da parecchie ore a una o due giornate); si può accelerarla riscaldando in maniera uniforme il recipiente, ad esempio collocandola in prossimità di un calorifero. Evitare fonti di calore intense (fornelli o stufe o l'immersione del cilindro in acqua calda). Si provvede quindi alla misura del volume,

da eseguirsi con cilindro graduato e all'imbottigliamento del campione per la spedizione. In tutte le fasi del prelievo e delle misure, bisogna evitare accuratamente di toccare il campione con le mani o con qualunque altro materiale, diverso da quelli predisposti per le misure e la spedizione.

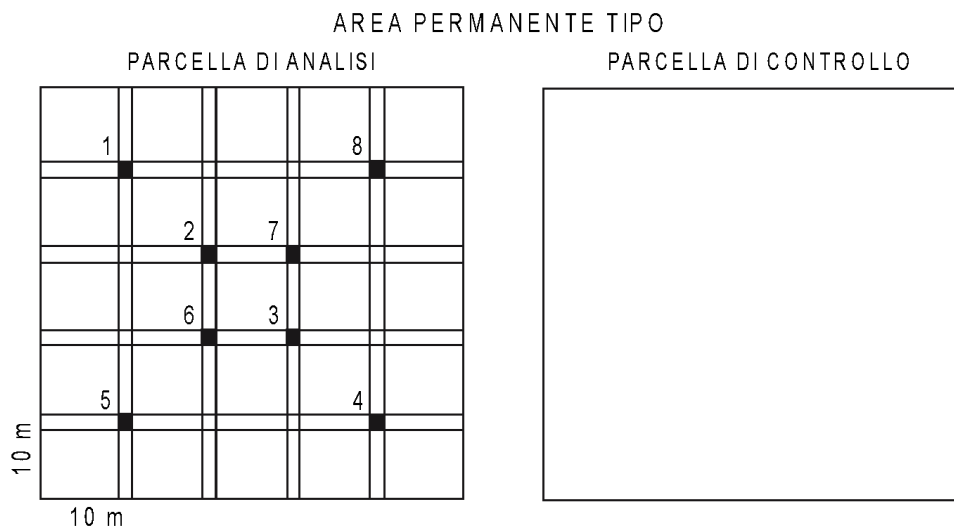


Fig. 4 - Schema di dislocazione dei campionatori per la neve nell'area permanente tipo.

1.2.5. Deposizioni lungo il tronco (stemflow) nelle faggete

Nelle faggete, le misure dell'entità delle deposizioni lungo il tronco (stemflow) devono essere associate a quelle delle deposizioni sotto chioma e devono essere effettuate sugli alberi più rappresentativi dell'area in esame, tenendo conto nelle singole aree della posizione sociale, del diametro e dell'altezza delle piante stesse.

Nell'approntare la strumentazione per la misura dello stemflow (Fig. 5) sono stati considerati i seguenti aspetti:

- la plasticità della strumentazione per garantire il normale accrescimento della pianta anche nel corso di ricerche di durata pluriennale;
- le caratteristiche dei collari di intercettazione (dimensione e forma, posizionamento e aderenza alla corteccia, altezza e forma del bordo di contenimento);
- il dimensionamento dei recipienti di raccolta dell'acqua;
- le caratteristiche dei materiali (resistenza nei confronti degli agenti atmosferici e inerzia chimica);
- la perfetta tenuta dei raccordi per una completa captazione del deflusso e per evitare l'infiltrazione di acqua dall'esterno e le perdite per evaporazione;
- la praticità e la facilità di gestione della strumentazione.



Fig. 5 - Esempio di campionatore stemflow.

La costruzione del collare per la raccolta dell'acqua è stata effettuata utilizzando un profilato di NEO-PRENE con idonea sagomatura atta a contenere il deflusso, con caratteristiche eccellenti di resistenza all'invecchiamento ed in grado di sopportare ampie variazioni di temperatura (tra -70 e $+95$ °C). Il profilato con lunghezza di almeno 1,5 volte la circonferenza del tronco, è avvolto a spirale lungo il fusto in modo tale da favorire il deflusso e, al tempo stesso, da non costituire un impedimento meccanico all'accrescimento del diametro dell'albero. Per il fissaggio al tronco del collare di neoprene e del supporto di raccordo con il tubo del bidone, viene utilizzata una striscia adesiva e dei tasselli in plastica di lunghezza tale da arrecare meno danno possibile alla pianta. A questo proposito sono stati sperimentati con successo i tasselli in plastica che andranno a sostituire, in occasione delle future manutenzioni, quelli in metallo. Il passo della spirale è stato determinato con attenzione, perché elevate pendenze imprimono all'acqua un'accelerazione eccessiva, con conseguente fuoriuscita dal collare di una parte del deflusso. Esperienze pregresse indicano che la pendenza della spirale non deve superare i $20-25$ °C.

Per avere la certezza di raccogliere tutta l'acqua di stemflow si è provveduto a sigillare con paraffina fusa la zona di contatto tra la corteccia ed il profilato. Questa metodologia, già sperimentata con risultati positivi da altri ricercatori, è stata giudicata il sistema più idoneo per sigillare il collare, in quanto la paraffina non cede ioni all'acqua e può essere rimodellata con facilità. Ciò risulta estremamente importante prevedendo programmi di ricerca di durata pluriennale, poiché la crescita degli alberi e il distacco della parte esterna della corteccia possono determinare, con il tempo, la perdita di adesione del sigillante.

Particolare attenzione è stata prestata alla realizzazione del raccordo tra il collare e il tubo destinato a convogliare l'acqua al bidone di raccolta. La parte terminale del collare è stata infine introdotta all'interno di un raccordo ad imbuto (Fig. 6) per avere la possibilità di eseguire una pulizia agevole e completa di tutto l'apparato. Per dare una maggiore solidità alla struttura, la parte fissa del raccordo verrà bloccata su un sostegno.

Il volume di acqua raccolto dallo stemflow è influenzato da:

- specie della pianta;
- sviluppo della chioma;
- disposizione dei rami;
- presenza delle foglie;
- condizioni atmosferiche (nebbia-vento).

E' importante sottolineare che la quantificazione della capacità dei contenitori per la raccolta delle acque di stemflow dovrà essere in funzione delle condizioni ambientali e climatiche, delle specie forestali presenti, delle dimensioni degli alberi e della frequenza dei campionamenti. Questa elevata variabilità nei volumi raccolti ha portato alla scelta di un unico contenitore da 100 litri per la raccolta dei volumi di precipitazione da tutti gli stemflow operanti nel progetto.



Fig. 6 - Particolare del raccordo tra collare e tubo di congiunzione al bidone di raccolta.

La misura e la raccolta delle acque di stemflow verrà sospesa nei periodi dell'anno in cui la temperatura media scende al di sotto dello zero. Semestralmente o alla ripresa della stagione dei prelievi, dovrà essere verificata tutta la strumentazione e, se necessario, in caso di piante danneggiate da ghiaccio, fulmini o altri agenti, riposizionarla su nuove piante allo stesso modo rappresentative.

Operatori del C.N.R. Istituto di Ricerca sulle Acque, responsabili di questo tipo di campionamento, si recheranno nelle singole stazioni per effettuare controlli sul buon funzionamento della strumentazione ed eseguire la manutenzione straordinaria necessaria.

I campionatori delle deposizioni lungo il tronco devono essere numerati (T1, T2, T3) mantenendo tale numerazione costante nel tempo ed indicandola nelle schede che accompagnano i campioni.

2. Operazioni di campionamento e invio al laboratorio

2.1. Minimizzazione degli impianti delle ricerche sulle aree permanenti

Nelle operazioni di campagna e, in particolare, nella manipolazione dei raccoglitori per le deposizioni atmosferiche (svuotamenti, lavaggi, sversamenti, ecc.), si raccomanda di ridurre al minimo il danneggiamento della superficie della parcella di analisi. In particolare, si raccomanda di seguire le seguenti indicazioni:

- lo svuotamento dei raccoglitori stemflow (disposti nelle vicinanze del perimetro della parcella) deve essere effettuato al di fuori di tutte le superfici tutelate, utilizzando appositi tubi flessibili;
- il numero di persone presenti contemporaneamente all'interno della parcella e il tempo di attraversamento e sosta devono essere ridotti al minimo;
- per effettuare gli spostamenti all'interno della parcella, devono essere utilizzate il più possibile le aree di servizio;
- qualora la pendenza sia considerevole, gli spostamenti all'interno della parcella devono sempre avvenire con cautela, preferibilmente lungo le isoipse e comunque mai lungo le linee di massima pendenza;
- non calpestare mai le subparcelle di studio che saranno appositamente contrassegnate e delimitate sul terreno;
- prestare attenzione ai cinque picchetti posti in corrispondenza dei siti di prelievo del suolo che, al fine di evitare confusione con altre ricerche, devono essere colorati in blu.

2.2. Frequenza di prelievo

La raccolta dei campioni deve essere svolta settimanalmente. Il prelievo avverrà il martedì mattina, con un intervallo di tolleranza di 12 ore (da lunedì pomeriggio a martedì pomeriggio), per evitare l'inizio di una nuova perturbazione o per permettere il termine di quella in corso. Oltre il limite del martedì pomeriggio si esegue comunque il campionamento. Nel caso di precipitazioni particolarmente intense, tali da provocare il traboccamento dei campionatori, si dovrà provvedere ad un prelievo supplementare. I due gruppi di campioni (bulk a cielo aperto, sotto chioma, lungo il tronco), raccolti nella prima e nella seconda parte dell'evento, vanno inviati separatamente al laboratorio di analisi.

Nel caso dei campioni bulk si provvede alla sostituzione dei recipienti di raccolta da eseguirsi anche nel caso in cui non siano avvenute precipitazioni; questo per evitare l'accumularsi di polvere e detriti nei campionatori bulk.

Contemporaneamente al prelievo, o immediatamente dopo, si completano le schede di invio campioni pioggia (allegato 2 disponibile anche in file Word), da spedire assieme ai campioni per il laboratorio di analisi. Le informazioni in esse contenute devono essere sempre interamente compilate, anche quando di carattere ripetitivo (esempio: area di prelievo ed Ente, persona responsabile del prelievo). E' importante anche annotare sulla scheda le eventuali anomalie ambientali (nota B).

Una copia della scheda deve essere trattenuta presso la stazione di prelievo. Per la spedizione dei campioni al laboratorio di analisi utilizzare le cassette termiche coibentate, fornite dall'Istituto di Ricerca sulle Acque di Verbania Pallanza.

2.3. Misura dei volumi di deposizione

La misura dei volumi di precipitazione costituisce una fase di importanza fondamentale sia nelle misure a cielo aperto che in quelle sotto chioma e lungo il tronco.

I volumi di precipitazione devono essere misurati separatamente per i diversi tipi di campionamento, segnando i valori sulla scheda di invio campioni. Nel caso di due prelievi eseguiti durante una precipitazione particolarmente intensa per evitare il traboccamento dei campionatori, i volumi di precipitazione devono essere registrati separatamente. Nel caso dei 16 campioni sotto chioma, dei 3 campioni bulk a cielo aperto e dei 3 campioni lungo il tronco, il volume deve essere misurato e registrato sulle schede di campionamento per i singoli campioni. Le misure devono essere eseguite con cilindri graduati di 0,5 o 2,0 litri, a seconda dei volumi da misurare nei primi due casi. Nel caso di bottiglie piene con probabile traboccamento (volume misurato superiore a 2000 ml) riportare TRABOCCATO nella scheda di invio campione al posto del volume raccolto in ml.

Per il campionamento lungo il tronco, è importante che il campione raccolto sia rappresentativo dell'intera precipitazione, per cui la capacità dei raccoglitori di stemflow dovrà essere scelta in modo da evitare il traboccamento dell'acqua durante l'evento. I volumi di precipitazioni raccolti lungo il tronco dovranno essere misurati all'interno dei bidoni da 100 litri tramite un'asta metrata, e il volume misurato in cm verrà poi trasformato in litri grazie a una tabella di conversione (Tab. 1) e riportato nella scheda invio campioni pioggia relativa ai campionatori lungo il tronco. I campioni dei tre contenitori in polietilene da 100 litri (T1, T2 e T3) presenteranno volumi diversi in litri (V1, V2, V3), in relazione alla dimensione della chioma dell'albero: questi volumi devono essere accuratamente registrati, tenendo conto del numero del campionatore.

Tab. 1 - Tabella di conversione da centimetri a litri per la misura del volume d'acqua raccolto lungo il tronco nel recipiente in polietilene da 100 litri.

cm	litri	cm	litri	cm	litri	cm	litri	cm	litri	cm	litri	cm	litri
1	2	11	16	21	32	31	49	41	65	51	82	61	97
2	3	12	18	22	34	32	50	42	67	52	84	62	98
3	4	13	20	23	36	33	52	43	68	53	85	63	100
4	6	14	21	24	37	34	53	44	70	54	86	64	101
5	7	15	23	25	39	35	55	45	72	55	88	65	102
6	8	16	24	26	41	36	57	46	73	56	90	66	103
7	10	17	26	27	42	37	58	47	75	57	91	67	104
8	11	18	28	28	44	38	60	48	77	58	92	68	105
9	13	19	29	29	45	39	62	49	78	59	94	69	106
10	14	20	31	30	47	40	63	50	80	60	96	70	107

2.4. *Prelievo dei campioni di deposizione*

2.4.1. *Campioni a cielo aperto*

Verificare la presenza di corpi estranei sui filtri e all'interno dei campioni e il corretto posizionamento degli imbuti, eventuali anomalie vanno segnalate sulle schede;

- verificare il volume: se è inferiore a 60 ml non prelevare i campioni, ma sostituire ugualmente imbuti e recipienti; registrare comunque l'evento sulla scheda di invio campioni, che sarà inoltrata con il successivo campionamento utile;
- se durante la settimana si verificano precipitazioni particolarmente intense (volume superiore a 2 litri e le bottiglie stanno per traboccare), sostituire imbuti e recipienti identificando ogni bottiglia sulla base della posizione del rispettivo campionatore (segnati come B1, B2, B3);
- se le bottiglie sono traboccate (volume maggiore di 2000 ml), indicare tale condizione sulla scheda di invio campioni;
- portare le bottiglie al locale apposito come descritto al punto 2.5.

2.4.2. *Campioni sotto chioma*

Verificare la presenza di corpi estranei sui filtri e all'interno dei campioni ed il corretto posizionamento degli imbuti.

- Sostituire imbuti e recipienti, identificando ogni bottiglia sulla base della posizione del rispettivo campionatore (segnati come BSC1, BSC2, ...BSC16);
- se durante la settimana si verificano precipitazioni particolarmente intense (volume superiore a 2 litri e le bottiglie stanno per traboccare), sostituire imbuti e recipienti identificando ogni bottiglia sulla base della posizione del rispettivo campionatore (segnati come BSC1, BSC2, ...BSC16);
- se le bottiglie sono traboccate (oltre 2000 ml), indicare tale condizione sulla scheda di invio campioni;
- portare le bottiglie al locale apposito come descritto al punto 2.5.

2.4.3. *Prelievo del campione di neve*

Nel periodo invernale (novembre - marzo) con precipitazioni nevose, i campioni a cielo aperto e sotto chioma vengono prelevati con il contenitore cilindrico in polietilene per la neve (diametro interno 20 cm e altezza 80 cm) affiancato al campionatore con imbuto.

- Sostituire i cilindri ogni settimana con il cambio accuratamente lavato;
- evitare di toccare la neve o l'interno dei cilindri con le mani;
- appare e portare le bottiglie al locale apposito come descritto al punto 2.5 e lasciare sciogliere come descritto al punto 1.2.4.

All'inizio e alla fine del periodo invernale, quando non si è sicuri se la precipitazione sarà pioggia o neve, si devono esporre sia le bottiglie con imbuto, sia i cilindri di polietilene. Il prelievo verrà poi fatto considerando solo un tipo di campionatore (bottiglie o cilindri) a seconda del tipo di precipitazione. Nel caso di precipitazioni di acqua e neve, se gli imbuti dei campionatori di pioggia sono colmi di neve, il prelievo deve essere eseguito sui cilindri (campionatori di neve). In caso contrario (imbuti con solo tracce di neve), i campioni saranno prelevati dalle bottiglie (campionatori di pioggia). Segnalare sempre sulla scheda di campionamento il tipo di campionatore usato per il prelievo.

2.4.4. Prelievo del campione lungo il tronco

Ad ogni prelievo è opportuno verificare visivamente lo stato dei materiali fissi e mobili (profilato lungo il tronco, raccordo fra profilato e tubo, bidoni di raccolta dell'acqua). In caso di grave danneggiamento chiedere l'intervento dei responsabili dell'installazione altrimenti provvedere autonomamente.

- Staccare il tubo dal giunto prima di aprire il bidone;
- misurare l'altezza del livello d'acqua raccolta all'interno del bidone da 100 litri usando il metro e trasformarla nel volume tramite la tabella 3 per la conversione dell'altezza in centimetri al volume in litri;
- eseguire il prelievo con una bottiglia da due litri (una per ogni raccoglitore) direttamente dal recipiente di raccolta di stemflow, dopo aver omogeneizzato il campione e dopo aver risciacquato 2-3 volte la bottiglia con il campione stesso evitando di immergere le mani senza il guanti monouso, quando possibile utilizzare sempre il rubinetto del bidone;
- identificare ogni bottiglia sulla base della posizione del rispettivo campionatore (segnata come T1, T2 e T3);
- eseguire un'accurata pulizia di tutte le parti dello stemflow, compreso il raccordo, usando uno scoverlo e lavando con acqua deionizzata;
- togliere eventuali residui che possano in qualche modo ostacolare il giusto funzionamento della canalina e del raccordo (foglie, aghi, pezzetti di rami, ecc.) segnalandone la presenza sulla scheda seguendo le note C della scheda;
- svuotare i bidoni, avendo cura di spargere il volume d'acqua evitando fenomeni di ruscellamento con asportazione di suolo o soprassuolo;
- lavare e sciacquare i bidoni con acqua deionizzata e lasciare sgocciolare;
- riposizionare i bidoni;
- portare le bottiglie al locale apposito come descritto al punto 2.5.

Se i bidoni presentano incrostazioni verdi, presumibilmente dovute ad alghe, sostituire il bidone stesso sottoponendolo ad accurato lavaggio per sfregamento con spazzolini o carta inumidita.

Verificare la corretta tenuta fra la corteccia e il profilato; se si notano crepe o distacco di pezzi nella paraffina, è opportuno procedere nel seguente modo:

- rimuovere con una spatola eventuali parti non aderenti e pulire le fessure;
- fondere con il fornello, in un contenitore di metallo o vetro PYREX, un po' di paraffina;
- con un pennello ripristinare lo strato, fino ad ottenere la completa chiusura delle fessure;
- togliere le parti in eccesso ed eventuali colature che possano impedire il corretto deflusso dell'acqua.

2.5. Trasporto campioni

Le bottiglie vanno tappate e trasportate al più presto all'apposito locale per la preparazione del campione per la spedizione e per il successivo lavaggio dei recipienti di prelievo. Evitare di lasciare i campioni esposti alla luce diretta del sole o a temperature elevate; per i campioni di neve evitare assolutamente il contatto con le mani o oggetti che non siano stati precedentemente lavati con acqua deionizzata.

3. Operazioni di manutenzione

3.1. Lavaggio dei recipienti

Tutte le acque naturali (di pioggia, sorgenti, fiume, laghi e, di conseguenza, l'acqua dell'acquedotto) contengono una quantità variabile di ioni, principalmente calcio, bicarbonati, magnesio, solfati e altri. L'acqua deionizzata (o demineralizzata) non contiene questi ioni o li contiene solo in misura trascurabile. Essa si ottiene facendo passare l'acqua naturale attraverso resine che trattengono gli ioni. Poiché lo scopo della ricerca è quello di misurare le concentrazioni ioniche nelle deposizioni atmosferiche, è importante che i campioni non entrino in contatto con altre acque contenenti ioni, o con superfici di campionatori, recipienti o imbuti sporchi di composti ionici.

Tutto il materiale plastico va quindi lavato accuratamente con acqua deionizzata, lasciato sgocciolare e asciugare capovolto in un ambiente pulito. È assolutamente da evitare l'utilizzo di carta o strofinacci per asciugare le attrezzature.

Nel caso di recipienti particolarmente sporchi si può eseguire il lavaggio in due fasi; dapprima con poca acqua deionizzata passando all'interno dei recipienti della carta (in fogli o rotolo), successivamente risciacquare almeno tre volte con acqua deionizzata. Incrostazioni particolarmente tenaci devono essere asportate usando scovolini o spazzole in materiale plastico. Non vanno assolutamente usati acidi o detersivi di alcun tipo o spazzole in metallo.

Qualora si incontrino problemi a pulire in modo soddisfacente il materiale occorre avvisare il laboratorio di analisi affinché provveda alla sostituzione dei recipienti.

3.2. Interventi di manutenzione

Nel caso di danneggiamento dei materiali (bottiglie, imbuti ecc.) con eventuale sostituzione, disservizi nelle spedizioni o qualunque altro problema inerente la raccolta e la spedizione dei campioni rivolgersi al laboratorio di analisi del CNR IRSA di Verbania.

Un dettagliato elenco del materiale necessario al campionamento è riportato al punto 3.3, qualora questo materiale mancasse o ne fosse richiesta la sostituzione, contattare il laboratorio del centro di coordinamento tecnico e scientifico.

3.3. Lista del materiale

3.3.1. Campionatori bulk per la raccolta delle deposizioni a cielo aperto

- 3 strutture cilindriche in PVC con rispettive aste metalliche, fascette, anelli di protezione e numeri identificativi.
- 6 bottiglie a collo stretto in PET da 2 litri.
- 6 imbuti da 14,5 (o 19,5) cm di diametro, con filtro a rete di PET.

3.3.2. Campionatori bulk per la raccolta delle deposizioni sotto chioma

- 16 strutture cilindriche in PVC con rispettive aste metalliche, fascette, anelli di protezione.
- 32 bottiglie a collo stretto in PET da 2 litri da inserire nelle strutture cilindriche di cui sopra.
- 32 imbuti da 14,5 (o 19,5) cm di diametro, con filtro a rete di PET.

Questo materiale permette il prelievo ed il cambio settimanale; sarebbe opportuno avere una riserva di bottiglie da 2 litri (circa 20 bottiglie) per fare fronte ad eventuali imprevisti, quali ad esempio precipitazioni particolarmente intense e conseguente necessità di eseguire due cambi durante la stessa settimana.

3.3.3. Campionatori per la raccolta della neve (dove previsto)

- 10 (2 a cielo aperto, 8 sotto chioma) strutture cilindriche in PVC (25 cm diametro, 116 cm altezza) con rispettive aste metalliche, fascette e numeri identificativi.
- 20 campionatori neve in PET (20 cm diametro interno con flangia di 29 cm, 80 cm altezza), con relativi coperchi e raccordi conici, da inserire nelle strutture cilindriche di cui sopra.

3.3.4. Campionatori per la raccolta LUNGO IL TRONCO (dove previsto)

- 6 bidoni di polietilene da 100 litri con rubinetto completi di tubi e raccordi.
- Profilati a nastro da fissare al tronco.

3.3.5. Strutture fisse utilizzate sull'area di campionamento

- 19 Pali e contenitori cilindrici in PVC anelli di protezione per i campionatori bulk a cielo aperto e sotto chioma.
- 10 Pali e strutture cilindriche in PVC numerate per la raccolta neve.

3.3.6. Materiale NECESSARIO per le operazioni in campo e nel laboratorio di PRIMO APPOGGIO

- Acqua deionizzata per i lavaggi.
- 2 spruzzette da 0,5 litri per lavaggio imbuto.
- 2 cilindri da 0,5 l graduati per la misura del volume di precipitazione.
- 2 cilindri da 1 l graduati per la misura del volume di precipitazione.
- 2 cilindri da 2 l graduati per la misura del volume di precipitazione.
- 2 bidoni da 10 litri, muniti di sottotappo, per l'omogeneizzazione dei campioni sottochioma.
- 2 bidoni da 25 litri, muniti di sottotappo, per l'omogeneizzazione dei campioni sottochioma.
- 2 bidoni da 35 litri, muniti di sottotappo, per l'omogeneizzazione dei campioni sottochioma.
- 3 tramogge per le operazioni di trasferimento dell'acqua raccolta.
- Vasche di plastica per la conservazione del materiale (cilindri, tramogge, etc.).
- Guanti monouso.
- Scovolini e scopini per il lavaggio dei filtri e dei vari recipienti per il campionamento.
- Carta da filtro in fogli 50 x 50 o rotoli di carta tipo Scottex.
- Sacchetti di plastica per la conservazione del materiale e per l'eventuale confezionamento dei campioni.
- Pennarelli indelebili.
- Etichette adesive per la registrazione dei campioni (fornite dal CNR Verbania).
- Tre cassette termiche per la spedizione dei campioni (fornite dal CNR Verbania).
- Nastro adesivo per pacchi.

- Bottiglie da 500 ml rotonde per le spedizioni dei campioni già etichettate e pronte per almeno due spedizioni.
- Etichette e buste adesive per spedizioni.
- Schede invio campioni edizione 2023 (una copia da inviare con i campioni ed una per la stazione di prelievo).

4. Trattamento dei campioni

Le seguenti operazioni vanno eseguite in un locale non troppo distante dall'area permanente, dove è conservato il materiale relativo alla messa in opera delle aree permanenti ed al campionamento delle deposizioni atmosferiche (imbuti, bottiglie di raccolta, cilindri graduati, ecc.). Il locale deve presentare le seguenti caratteristiche:

- essere adeguatamente pulito per evitare l'inquinamento dei campioni durante il trattamento;
- essere dotato di acqua corrente ed energia elettrica;
- essere fornito di recipienti con acqua deionizzata o eventuale impianto deionizzatore;
- avere un ampio piano di appoggio sul quale operare in condizioni di pulizia;
- nel locale si deve evitare di fumare, anche quando non sono in atto le operazioni di lavaggio e imbottigliamento.

Contestualmente alle misure e alle operazioni eseguite, dovranno essere debitamente compilate le schede di campionamento. E' importante indicare il nome degli operatori che effettuano il prelievo e la preparazione dei campioni. Tutto il materiale plastico che entra in contatto con i campioni deve essere accuratamente lavato e sciacquato con acqua deionizzata e lasciato asciugare in un ambiente pulito.

4.1. Misura dei volumi dei campioni e compilazione delle schede

Campione a cielo aperto

- Verificare che nessuno dei tre campioni sia inquinato da escrementi di uccelli o altro, segnalandone l'eventuale presenza seguendo le note C della scheda di invio campioni;
- misurare separatamente il volume dei tre campioni, segnare i valori sulla scheda di campionamento ed indicare il raccoglitore "imbuto";
- scartare eventuali campioni inquinati, segnalandoli nella colonna osservazioni della scheda;
- se il volume totale è inferiore a 60 ml, il campione non deve essere spedito. Il volume misurato deve comunque essere riportato sulla scheda invio campione pioggia;
- unire i campioni non inquinati in un bidone pulito da 10 litri, sciacquato con acqua deionizzata e fatto scolare ed asciugare capovolto;
- risciacquare l'apposita bottiglia per l'invio con il campione;
- riempire la bottiglia per l'invio del campione al laboratorio di analisi, già etichettata BULK secondo la procedura definita al punto 2.6.2;
- nel caso di precipitazioni particolarmente intense, che hanno reso necessario un prelievo durante la settimana in aggiunta a quello del martedì (vedi punto 2.4.1), compilare due schede (una per prelievo), riportando tutti i dettagli e segnalando accuratamente i volumi, quindi unire i campioni dei due prelievi e inviare il campione cumulato al laboratorio di analisi.

Campione sotto chioma

- Verificare che nessuno dei sedici campioni sia inquinato da escrementi di uccelli o altro, segnalandone l'eventuale presenza seguendo le note C della scheda di invio campioni;
- misurare separatamente il volume dei sedici campioni, segnare i valori sulla scheda di campionamento ed indicare il raccoglitore "imbuto";
- eventuali campioni inquinati, segnalati nella colonna "osservazioni" della scheda, non devono essere miscelati con gli altri per la preparazione del campione medio da inviare al laboratorio di analisi;
- se il volume totale è inferiore a 60 ml, il campione non deve essere spedito. Il volume misurato deve comunque essere riportato sulla scheda invio campione pioggia;
- unire i campioni restanti in un bidone pulito per l'omogeneizzazione (10 o 25 litri), sciacquato con acqua deionizzata ed asciugato o ben scolato;
- risciacquare l'apposita bottiglia per l'invio con il campione;
- riempire la bottiglia per l'invio del campione al laboratorio di analisi, già etichettata BULK SOT. CH. secondo la procedura definita al punto 2.6.2;
- nel caso di precipitazioni particolarmente intense, che hanno reso necessario un prelievo durante la settimana in aggiunta a quello del martedì (vedi punto 2.4.2), compilare due schede di invio campioni, riportando tutti i dettagli e segnalando accuratamente i volumi, quindi unire i campioni dei due prelievi e inviare il campione cumulato al laboratorio di analisi.

Campioni di neve raccolti con i contenitori cilindrici in polietilene

- Verificare che nessuno dei campioni (2 a cielo aperto, 8 sotto chioma) sia inquinato da escrementi di uccelli o altro, segnalandone l'eventuale presenza seguendo le note C della scheda di invio campioni;
- se possibile tappare i recipienti, lasciare sciogliere la neve nei cilindri eventualmente posizionando il contenitore in prossimità di una sorgente di calore, evitando fonti di calore troppo intense e dirette (fornelli o stufe), o a bagnomaria, togliendo il campione dal bagno prima che la neve sia completamente sciolta;
- misurare separatamente il volume dei campioni, segnare i valori sulla scheda di campionamento ed indicare il raccoglitore "cilindro";
- se il volume totale è inferiore a 60 ml, il campione non deve essere spedito. Il volume misurato deve comunque essere riportato sulla scheda invio campione pioggia;
- versare il campione in un bidone per l'omogeneizzazione (10 o 25 litri) pulito, sciacquato con acqua deionizzata ed asciugato o ben scolato;
- risciacquare l'apposita bottiglia per l'invio con il campione;
- riempire la bottiglia per l'invio del campione al laboratorio di analisi, già etichettata secondo la procedura definita al punto 2.6.2;
- qualora si scelga il campione di neve per l'inoltro al laboratorio, bisogna eliminare il campione prelevato in parallelo con l'imbuto.

Campioni lungo il tronco

- Verificare che nessuno dei tre campioni sia inquinato da escrementi di uccelli o altro, segnalandone l'eventuale presenza seguendo le note C della scheda di invio campioni;
- riportare sulle schede di campionamento i volumi misurati sui tre raccoglitori ed ottenuti dalla tabella di conversione da cm a litri;

- per ottenere il campione cumulato rappresentativo dei tre raccoglitori (T1, T2 e T3) sommare i volumi raccolti (V1, V2 e V3) e calcolare l'aliquota di campione (q1, q2, q3) che si deve prelevare da ciascun recipiente procedendo nel modo seguente:

$$q1 = 1000 \times V1/(V1+V2+V3)$$

$$q2 = 1000 \times V2/(V1+V2+V3)$$

$$q3 = 1000 \times V3/(V1+V2+V3)$$

- con un cilindro graduato in plastica da 1000 ml (un litro), versare progressivamente le quantità q1, q2, q3 in una bottiglia da due litri, sino ad arrivare al volume totale di un litro;
- tappare e omogeneizzare la bottiglia capovolgendola 2 o 3 volte;
- con il campione cumulato così preparato sciacquare la bottiglia di 500 ml da spedire al laboratorio di analisi, effettuando tre lavaggi da circa 100 ml ciascuno;
- riempire l'apposita bottiglia da 500 ml per l'invio del campione al laboratorio di analisi, già etichettata TRONCO.

4.2. Identificazione dei campioni ed etichettatura

Ogni settimana verrà identificata da un numero progressivo, iniziando dal primo martedì dell'anno solare (settimana 1). Nelle settimane senza precipitazione compilare ugualmente la scheda mantenendo la numerazione progressiva delle settimane; inviare queste schede allegate a quella del primo campionamento utile.

Per l'identificazione dei campioni nelle bottiglie rotonde da 500 ml, si utilizzano etichette permanenti in materiale plastico di colore diverso, con riportata la sigla della stazione ed il tipo di campione come descritto nello schema seguente:

Sigla della stazione	Tipo di campione	Colore etichetta	Sigla sulla “Scheda invio campioni”
00 XXX1	BULK	Rosso	/B
00 XXX1	BULK SOT. CH.	Bianco	/BSC
00 XXX1	TRONCO	Blu	/T

Le bottiglie vuote da 500 ml così etichettate, che vengono inviate dal C.N.R. Istituto di Ricerca sulle Acque di Verbania Pallanza, sono già lavate e pronte per contenere il campione da spedire.

Qualora nella stessa spedizione vi siano campioni di due settimane diverse, identificare le bottiglie con un'etichetta adesiva aggiuntiva, indicante il numero della settimana o bottiglia e le date di inizio e fine periodo di campionamento. In questo caso utilizzare un numero di identificazione sulla bottiglia che deve corrispondere a quello riportato sulla scheda di accompagnamento.

I diversi tipi di campioni sono identificati con le seguenti sigle:

- /B bulk a cielo aperto
- /BSC bulk sotto chioma
- /T prelievo lungo il tronco.

5. Conferimento del campione

I campioni prelevati nell'area, imbottigliati e pronti per la spedizione, vanno disposti nel contenitore termico unitamente alle schede compilate e alle piastre refrigeranti.

Ricordarsi di riportare nella scheda la data di preparazione dei campioni per l'invio al laboratorio e di inserire copia delle schede con i campioni spediti.

La cassetta termica va collocata nella scatola di cartone con le imbottiture in gomma piuma di protezione per il trasporto; la parte superiore della scatola dovrà recare una busta adesiva trasparente con l'indirizzo.

I campioni di deposizione atmosferica raccolti devono essere spediti a mezzo corriere al seguente indirizzo:

C.N.R. Istituto di Ricerca sulle Acque
Largo Tonolli, 50
28922 Verbania Pallanza.

Per il ritiro del pacco si deve contattare inviare una mail agli indirizzi del CNR IRSA di Verbania riportati in seguito o avvisare telefonicamente al numero tel. 0323 518325.

Nella richiesta al CNR IRSA Verbania si deve specificare che si tratta di campioni di deposizioni atmosferiche del progetto Rete NEC Italia, riportando il nome della stazione e della persona a cui fare riferimento ed un recapito telefonico per ulteriori informazioni.

Tutte le spese di invio e ricevimento delle cassette termiche con i campioni sono a carico del CNR IRSA di Verbania.

Con il contenitore frigorifero vengono fornite anche le etichette con l'indirizzo al quale inviare i campioni e le relative buste adesive da apporre sulle scatole di cartone.

È assolutamente necessario inviare i campioni di precipitazione ogni due settimane da quando si sono verificate delle precipitazioni e comunque nella prima settimana del mese successivo.

6. Procedure di qualità

6.1. Definizioni

Lo sviluppo delle pratiche di controllo di qualità ha determinato la produzione di una notevole mole di bibliografia, nella quale spesso alcuni termini vengono utilizzati con accezioni diverse. Diventa quindi importante precisare il significato che si dà ai diversi termini. Le definizioni utilizzate in questo testo sono quelle proposte dalla International Standard Organization (1986).

Qualità (quality): è la totalità delle caratteristiche di un prodotto, processo o servizio che ne determinano la possibilità di soddisfare necessità stabilite o implicite.

Controllo di qualità (quality control): tecniche ed attività operative usate per soddisfare i requisiti di qualità. I controlli di qualità vengono generalmente distinti in interni ed esterni al laboratorio.

Valutazione della qualità (quality assessment): procedure per determinare la qualità delle misure del laboratorio sulla base dei controlli di qualità interni ed esterni.

Garanzia di qualità (quality assurance): insieme delle azioni sistematiche necessarie a fornire una adeguata sicurezza affinché il prodotto, il processo od il servizio soddisfino determinate esigenze di qualità.

Precisione (precision): misura dell'accordo fra i risultati di test mutualmente indipendenti ottenuti in condizioni prestabilite. La precisione dipende solo dalla distribuzione degli errori casuali e non è in relazione al valore vero, al valore convenzionalmente assunto come vero o al valore atteso. La precisione ha due componenti: la ripetibilità e la riproducibilità.

Ripetibilità (repeatability): bontà dell'accordo fra i risultati di test mutualmente indipendenti ottenuti applicando uno stesso metodo su un identico materiale di prova, nello stesso laboratorio, usando la medesima strumentazione entro brevi intervalli di tempo da parte di operatori diversi.

Riproducibilità (reproducibility): bontà dell'accordo fra i risultati di un test ottenuti con lo stesso metodo, sull'identico materiale di prova, in laboratori diversi, usando differente strumentazione.

Esattezza (trueness): bontà dell'accordo fra i risultati di un test e valore vero. Tale valore è effettivamente noto solo in casi particolari, quindi talvolta si fa riferimento ad un valore convenzionalmente assunto come vero (ad esempio: misura della concentrazione su un campione reale effettuata con un metodo di provata affidabilità, oppure alla concentrazione nominale per un campione artificiale).

Accuratezza (accuracy): affidabilità del risultato inteso tanto in termini di precisione che di esattezza; essa rappresenta la bontà del risultato rispetto al valore vero o ritenuto tale.

6.2. Controlli di qualità interni al laboratorio

6.2.1. Carte di controllo

Si definisce carta di controllo un campione stabile nel tempo, analizzato per un lungo periodo (da due a sei mesi), dal quale si ottengono elaborazioni grafiche dei dati analitici, finalizzate a verificare la ripetibilità delle repliche giornaliere e la ripetibilità delle misure nel tempo, rispetto al valore medio della concentrazione (Garfield 1991; A.P.H.A. 1992).

Per ciascun analita devono essere utilizzate carte di controllo per diversi livelli di concentrazioni (almeno due) scelti all'interno del campo di valori più frequentemente misurati. Queste vengono preparate dalle analisi di soluzioni naturali o artificiali stabili per un periodo di tempo dell'ordine di alcuni mesi. La carta di controllo non deve essere confusa con le soluzioni certificate, il cui utilizzo è generalmente limitato per motivi di carattere economico e per la loro limitata disponibilità, nella fase della messa a punto di metodiche o in particolari momenti di verifica della qualità analitica. L'uso della carta di controllo rientra invece nella routine analitica e deve essere associata a ciascuna serie di analisi, unitamente alla determinazione dei bianchi e dei campioni incogniti. Il suo utilizzo permette la verifica della corretta impostazione delle condizioni di analisi e la congruità dei valori ottenuti da diversi operatori nel tempo e fra una calibrazione e l'altra.

La carta di controllo può essere costituita da un campione sintetico, preparato all'interno del laboratorio o acquistato, oppure può essere preparata utilizzando acque naturali, trattate opportunamente (filtrazione, aggiunta di stabilizzanti, o correzione della concentrazione con l'aggiunta di soluzioni standard).

Dall'analisi dei risultati analitici ottenuti si possono realizzare due elaborazioni grafiche diverse per ciascuna carta di controllo; questi grafici sono finalizzati a verificare la deviazione standard sulle repliche giornaliere rispetto a quella attesa per il metodo (Fig. 7) e la ripetibilità delle misure nel tempo rispetto alla concentrazione della carta di controllo.

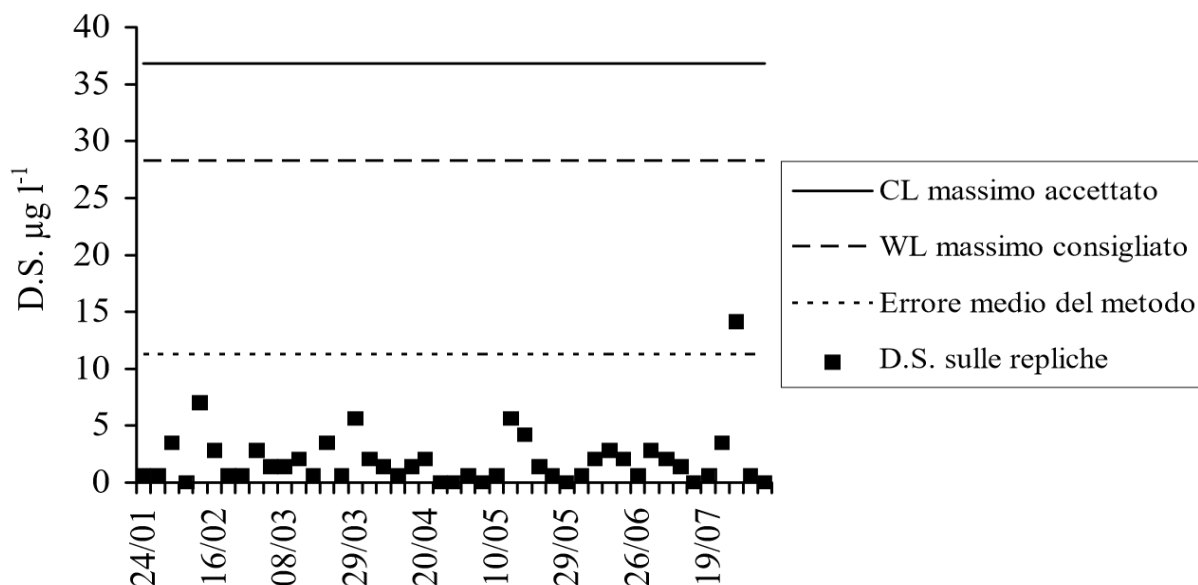


Fig. 7 - Esempio di carta di controllo. D.S.: deviazione standard.

L'analisi giornaliera della carta di controllo su misure duplicate (2 volte) permette di eseguire una prima elaborazione finalizzata a verificare il buon andamento delle repliche; questa elaborazione si basa sul confronto tra la deviazione standard delle repliche eseguite sul campione e la deviazione standard accettata per il metodo ($D.S._{metodo}$) alla concentrazione di misura, già verificata in passato e da mantenere nel tempo (A.P.H.A. 1992). L'errore medio (ErrMed) che ci si può attendere dalle repliche (due singole misure), viene così calcolato:

$$ErrMed = 1,128 \times D.S._{metodo}$$

Sulla base di questo errore medio valutato su due repliche, si calcolano il limite massimo di scarto accettabile (CL, control limit) e consigliabile (WL, warning limit):

$$CL = 3,267 \times ErrMed$$

$$WL = ErrMed + 2/3 \times (CL - ErrMed)$$

Il miglior utilizzo delle informazioni derivanti dall'analisi della carta di controllo è costituito dal confronto del valore ottenuto ogni giorno rispetto al valore medio del periodo analitico. Questa carta di controllo viene rappresentata con un grafico che riporta in ascissa le date di determinazione ed in ordinata i valori di concentrazione misurati sulla soluzione di riferimento. La valutazione di eventuali tendenze viene eseguita dividendo il grafico in più fasce, sulla base di una serie di 5-10 misure preliminari che forniscano una stima della media e della deviazione standard (ripetibilità) delle concentrazioni misurate sulla carta di controllo, oppure creando le fasce entro le quali si vogliono mantenere le deviazioni standard già verificate in passato per quel metodo a quella concentrazione. È così possibile individuare tre campi: il primo compreso tra il valore medio $\pm 2 D.S.$, è quello di normalità nella misura;

il secondo compreso tra ± 2 e ± 3 D.S., è quello di “allarme”, indicativo di una precisione nella determinazione inferiore a quella usuale del laboratorio; il terzo, al di fuori del limite ± 3 D.S., segnala la necessità di intervenire in quanto le condizioni analitiche non sono più sotto controllo. Le variazioni nel tempo della carta di controllo consentono di evidenziare derive regolari dal valore medio, determinate da errori sistematici o dal progressivo inquinamento della soluzione, oppure da scarti improvvisi dovuti ad errori casuali.

6.2.2. Precisione ed accuratezza

Dalle definizioni fornite al paragrafo 1. si vede come la precisione di un metodo analitico sia legata alla sua ripetibilità e riproducibilità. La ripetibilità rappresenta la bontà dell'accordo fra i risultati di determinazioni indipendenti ottenuti applicando uno stesso metodo su un identico materiale di prova, nello stesso laboratorio, usando la medesima strumentazione entro brevi intervalli di tempo. La riproducibilità rispetto alla ripetibilità tiene conto della variabilità analitica tra diversi laboratori; la sua valutazione richiede quindi la collaborazione di diverse strutture come avviene ad esempio negli esercizi di intercalibrazione o di certificazione.

Da queste definizioni appare evidente come solo la ripetibilità sia determinabile all'interno di un singolo laboratorio. Questa valutazione è di estrema utilità, sia perché costituisce un passo per la preparazione di carte di controllo, sia per un confronto con i valori riportati dai principali test analitici. Il valore di ripetibilità è dipendente anche dalla concentrazione dell'analita; per tale motivo è opportuno, per una stessa metodica di analisi, eseguire la valutazione a diverse concentrazioni (almeno 3-4), rappresentative del range di valori più comunemente analizzati.

6.2.3. Numero di cifre significative

Il numero di cifre significative usato per esprimere i risultati costituisce un importante aspetto della procedura analitica. In generale si assume che tutte le cifre riportate siano pienamente significative dal punto di vista analitico, ad eccezione dell'ultima, che può avere un'incertezza dello stesso ordine della precisione del metodo (A.P.H.A. 1992).

La valutazione della precisione costituisce la prima fase per l'individuazione del numero di cifre significative. Poiché il valore di precisione varia con la concentrazione, anche il numero di cifre significative potrà essere diverso a differenti livelli di concentrazione. Ad esempio, una serie di 25 determinazioni, eseguite in 5 giornate diverse con calibrazioni diverse su campioni stabilizzati ha fornito medie aritmetiche di 0,823743 e 2,458758 con deviazione standard di 0,015 e 0,32 mg l⁻¹. Assumendo per semplicità che la distribuzione dell'errore sia normale, assunzione tutt'altro che scontata (Reed et al. 1971; Prudnikov & Shapkina 1984), si ha che considerando una volta la deviazione standard, i due valori misurati hanno il 33% di probabilità di trovarsi tra 0,809 e 0,839 e tra 2,14 e 2,78 mg l⁻¹; naturalmente l'intervallo aumenta se si desiderano probabilità più elevate (66% per 2 D.S., 99% per 3 D.S.). Considerando una sola volta la deviazione standard (pari al 33% di probabilità), in accordo con A.P.H.A. (1992), nell'esempio riportato i risultati andrebbero espressi come 0,82 e 2,5 mg l⁻¹, intendendo con questo che le prime cifre (0,8 e 2) sono esattamente note, mentre le seconde hanno un'indeterminazione inferiore all'unità.

I valori di concentrazione derivanti dalle equazioni di calibrazione devono quindi essere arrotondati sulla base della precisione del metodo (deviazione standard), che deve pertanto essere periodicamente controllata. Questo dato è direttamente fornito dalle carte di controllo ottenute sugli standard interni.

L'intervallo di indeterminazione, quando esplicitato, si riferisce ad una D.S.:

$$0,82 \pm 0,02 \text{ mg l}^{-1} \quad 2,5 \pm 0,3 \text{ mg l}^{-1}$$

Queste convenzioni impongono cura anche nell'uso dello zero successivo alla virgola; nel caso della determinazione sopra riportata, concentrazioni di 0,900 e 2,025 mg l⁻¹ vanno ovviamente riportate come 0,90 e 2,0 mg l⁻¹ intendendo che lo zero finale abbia un'indeterminazione associata di ± 1 D.S.

6.2.4. *Controllo della consistenza interna delle analisi*

I paragrafi precedenti hanno descritto metodologie e precauzioni utilizzate per ottenere e mantenere una buona qualità analitica dei risultati. Questo paragrafo riguarda il controllo e la valutazione dei risultati ottenuti. Si tratta quindi di operazioni da eseguire al termine delle analisi, miranti ad assicurare che i risultati siano accettabili sulla base delle leggi chimiche e chimico-fisiche (controllo del bilancio ionico e confronto fra conducibilità calcolata e misurata) e sulla base delle esperienze già acquisite dal laboratorio sul particolare tipo di campioni esaminati (confronto con dati precedenti). È indispensabile che questi controlli avvengano immediatamente a conclusione delle analisi, quando il campione è ancora in laboratorio, al fine di consentire la ripetizione delle analisi nel caso i risultati fossero non accettabili o dubbi.

Sia il controllo del bilancio ionico che il confronto fra conducibilità misurata e calcolata dalle concentrazioni dei soluti si basano sull'ipotesi che l'analisi abbia considerato le più importanti specie ioniche in soluzione. Questo è realistico per le misure di precipitazione open field e per le acque di ruscellamento, mentre non è vero per le deposizioni sottochioma o lungo il tronco in cui sono presenti notevoli concentrazioni di sostanze organiche, per questi campioni quindi si userà soltanto il controllo della conducibilità calcolata oppure si userà la correzione del bilancio ionico proposta da Mosello et al. (2008).

Bilancio ionico: il confronto fra le concentrazioni di anioni e cationi costituisce il metodo di controllo delle analisi più comunemente accettato ed utilizzato. Si veda per esempio A.P.H.A. (1981) e Rodier (1984) per quanto riguarda le acque dolci in generale; Miles & Yost (1982); Bilonick & Nichols (1983) per le acque di pioggia. Unitamente al controllo basato sulle conducibilità, il bilancio ionico è inoltre utilizzato per la validazione dei dati in reti per lo studio della chimica delle deposizioni, quali l'EMEP (Co-operative programme for monitoring and evaluation of the long range transmission of air pollutants in Europe).

Oltre alla completezza dell'analisi, è necessario che le concentrazioni misurate si riferiscano realmente alla forma ionica; deviazioni da tale requisito sono possibili per calcio, magnesio, sodio, potassio e bicarbonati, che possono essere contenuti nel particellato ancora in sospensione nel filtrato, e che in parte sono misurati con la spettrofotometria in assorbimento atomico o per titolazione acidimetrica. Lo scostamento ($\Delta\%$) dall'uguaglianza delle concentrazioni di anioni (A) e cationi (C), viene calcolato come percentuale fra la differenza delle concentrazioni di cationi ed anioni, espresse in meq l⁻¹, rispetto alla metà della concentrazione ionica globale:

$$\Delta\% = 100 \quad (C - A) / [0,5 (C+A)]$$

La prevalenza degli ioni positivi o negativi, che porta ad una sistematica differenza percentuale positiva o negativa, può indicare la presenza di errori sistematici o l'aver trascurato qualche ione importante; in entrambi i casi è necessario un approfondimento analitico.

Relazione fra conducibilità misurata e calcolata: in prima approssimazione la conducibilità misurata può essere confrontata con il valore di conducibilità calcolata a diluizione infinita (CE_{∞} in $\mu S\ cm^{-1}$), ottenuto dalla somma dei prodotti delle concentrazioni dei singoli ioni (C_i in $meq\ l^{-1}$) per le rispettive conducibilità ioniche equivalenti a diluizione infinita (λ_i in $S\ cm^2\ eq^{-1}$):

$$CE_{\infty} = \sum \lambda_i C_i$$

Gli ioni considerati e le rispettive conducibilità equivalenti a diluizione infinita a 20 e a 25 °C sono elencati in tabella 1. L'esame dei dati presentati evidenzia la notevole differenza esistente fra i valori di conducibilità ionica equivalente dello ione idrogeno rispetto a quella dei rimanenti ioni. Per questa ragione in soluzioni con pH inferiori a 5,0 si deve considerare anche lo ione idrogeno, infatti il suo contributo alla conducibilità aumenta rapidamente al diminuire del pH; a pH uguali o inferiori a 4,3 tale contributo può essere superiore al 50%. La concentrazione (attività) dello ione idrogeno, espressa in $eq\ l^{-1}$, può essere calcolata dal pH:

$$H^+ = 10^{-pH}$$

Tab. 1 - Fattori di trasformazione delle concentrazioni da $mg\ l^{-1}$ a $meq\ l^{-1}$ e valori delle conducibilità equivalenti a diluizione infinita alle temperature di 20 e 25 °C.

Fattore di trasformazione a $meq\ l^{-1}$		Conducibilità equivalente a 20 °C $S\ cm^2\ eq^{-1}$	Conducibilità equivalente a 25 °C $S\ cm^2\ eq^{-1}$
pH	10(3-pH)	315,1	350,0
Ammonio $mg\ N\ l^{-1}$	0,07139	67,0	73,5
Calcio $mg\ l^{-1}$	0,04990	54,3	59,5
Magnesio $mg\ l^{-1}$	0,08224	48,6	53,1
Sodio $mg\ l^{-1}$	0,04348	45,9	50,1
Potassio $mg\ l^{-1}$	0,02528	67,0	73,5
Bicarbonati (alcalinità) $meq\ l^{-1}$	1	39,4	44,5
Solfati $mg\ SO_4^{2-}\ l^{-1}$	0,02082	71,2	80,0
Nitrati $mg\ N\ l^{-1}$	0,07139	63,6	71,4
Cloruri $mg\ l^{-1}$	0,02821	68,0	76,4
Fluoruri $mg\ l^{-1}$	0,05263	49,1	54,4

In generale, a causa delle interazioni fra ioni in soluzione, ci si deve attendere che il valore di conducibilità calcolata a diluizione infinita (CE_{∞}) sovrastimi sistematicamente la conducibilità misurata. Tale differenza è trascurabile per acque con conducibilità inferiori a $100\ \mu S\ cm^{-1}$, mentre per soluzioni con contenuto ionico più elevato è più corretto valutare la conducibilità calcolata (CE) utilizzando le attività ioniche al posto delle concentrazioni:

$$CE = \sum \lambda_i a_i = \sum \lambda_i f_i C_i$$

dove a_i è l'attività dello ione considerato ed f_i è il fattore o coefficiente di attività ionica media.

Quest'ultimo può essere valutato con diverse approssimazioni (Stumm & Morgan 1981) tra cui quella di Debye Huckel adatta a forze ioniche inferiori a 0,005 M:

$$\log f_i = Az_i^2 \quad I$$

o usando l'approssimazione di Debye-Huckel in forma estesa adatta a forze ioniche comprese tra 0,005 M e 0,1 M:

$$\log f_i = Az_i^2$$

dove A e B sono delle costanti che in acqua a 20 °C hanno valore 0,498 e 0,327 rispettivamente, s_i è la dimensione di ogni ione in Angstrom ed I è la forza ionica calcolata dalle concentrazioni molari C_i e dal numero di cariche dello ione in esame z_i :

$$I = 0,5 \sum C_i Z_i^2$$

Lo *Standard Methods* (A.P.H.A. 1992) propone l'equazione di Davies già riportata da Stumm & Morgan (1981) per il calcolo della conducibilità, corretta per la forza ionica, con la seguente formula:

$$CE = CE_{\infty} y^2 \quad (2)$$

dove y è il coefficiente di attività calcolato dalla seguente equazione valida per acque con forza ionica fino a 0,5 M:

$$y = 10^{-0,5 \left(\frac{\sqrt{I}}{1+\sqrt{I}} - 0,3 I \right)}$$

La correzione si rende necessaria per valori di conducibilità superiori a 100 $\mu S \text{ cm}^{-1}$; è inoltre evidente che la correzione fornisce risultati molto attendibili almeno sino a conducibilità di 800 $\mu S \text{ cm}^{-1}$.

Sulla base di queste considerazioni si arriva, come per il bilancio ionico, allo scostamento ($\Delta\%$) dall'uguaglianza fra conducibilità misurata e calcolata, espresso come percentuale sulla conducibilità misurata:

$$\Delta\% = 100 (\text{Cond. misurata} - \text{Cond. calcolata}) / (\text{Cond. Misurata}).$$

6.2.5. Correzione della conducibilità per la temperatura

I valori di conducibilità dipendono dalla temperatura del campione al momento della misura. Per rendere confrontabili le misure eseguite su diversi campioni è quindi necessario adottare una temperatura di riferimento. Questa temperatura è di 20 °C per gran parte dei laboratori europei, di 25 °C per gli Stati Uniti. Misure eseguite a temperature diverse da quella di riferimento richiedono una correzione; in passato si eseguiva la misura della temperatura contemporaneamente alla misura della conducibilità, procedendo poi alla correzione applicando un fattore di correzione superiore ad uno nel caso di temperature inferiori a quella di riferimento, ed inferiore ad uno nel caso opposto. Un esempio di tavola per la correzione della conducibilità in funzione della temperatura è quello riportato da Rodier (1984); queste tavole di correzione sono state utilizzate in Istituto fino al 1981, data di acquisto di un condut-

timetro con correzione automatica. L'utilizzo di un fattore comune per tutti i tipi di campioni presuppone che i campioni presentino un rapporto ionico approssimativamente costante, in quanto le conducibilità specifiche dei diversi ioni variano in modo diverso con la temperatura (Tab. 1).

I conduttimetri costruiti a partire dalla seconda metà degli anni settanta hanno la possibilità di correggere automaticamente i valori della conducibilità del campione riportandoli alla temperatura di riferimento. Questo avviene applicando una costante che viene moltiplicata per la differenza fra la temperatura del campione e la temperatura di riferimento; anche in questo caso vale il presupposto della costanza nei rapporti ionici.

BIBLIOGRAFIA

- Clarke N, Žlindra D, Ulrich E, Mosello R, Derome J, Derome K, König N, Geppert F, Lövblad G, Draaijers GPJ, Hansen K, Thimonier A, Waldner P, Verstraeten A, 2022: Part XIV: Sampling and Analysis of Deposition. Version 2022-1. In: UNECE ICP Forests Programme Co-ordinating Centre (ed.): Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests. Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, Germany, 34 p. + Annex [<http://www.icpforests.org/Manual.htm>].
- A.P.H.A., A.W.W.A., W.P.C.F. 1981. Standard methods for the examination of water and wastewater. Am. Publ. Healt Ass., Washington: 1134 pp.
- A.P.H.A., A.W.W.A., W.E.F. 1992. Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater. Amer. Publ. Health Ass., Washington.
- Bilonick, A.R. & D.G. Nichols. 1983. Temporal variations in acid precipitation over New York State - What the 1965-1979 U.S.G.S. data reveal. *Atmosph. Environ.*, 17: 1063-1072.
- Crockford RH, Richardson DP (2000). Partitioning of rainfall into throughfall, stemflow and interception: effect of forest type, ground cover and climate. *Hydrological Processes* 14: 2903-2920. - doi: 10.1002/1099-1085(200011/12).
- Garfield, F.M. 1991. Quality assurance principles for analytical laboratories. Association of Official Analytical Chemists. Arlington. USA: 196 pp.
- Hansen K, Thimonier A, Clarke N, Staelens J, Žlindra D, Waldner P, Marchetto A. 2013. Chapter 18 - Atmospheric Deposition to Forest Ecosystems In Ferretti M, Fischer R (eds) *Forest Monitoring*, Elsevier *Developments in Environmental Science* 12, 337-374, ISSN 1474-8177, ISBN 9780080982229, <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-098222-9.00018-2>.
- König N, Cools N, Derome K, Kowalska A, De Vos B, Fürst A, Marchetto A, O'Dea P, Tartari GA. 2013. Chapter 22 - Data Quality in Laboratories: Methods and Results for Soil, Foliar, and Water Chemical Analyses, In Ferretti M, Fischer R (eds) *Forest Monitoring*, Elsevier, *Developments in Environmental Science* 12: 415-453, ISSN 1474-8177, ISBN 9780080982229, <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-098222-9.00018-2>.
- I.S.O. 5725. 1986. Precision of test methods. Determination of repeatability and reproducibility for a standard test method by inter-laboratory tests. UDC 519.248:620.1: 48 pp.
- Miles, L.J. & K.J. Yost. 1982. Quality analysis of USGS precipitation chemistry data for New York. *Atmospheric Environ.*, 16: 2889-2898.
- Lovett GM, Lindberg SE (1993). Atmospheric deposition and canopy interactions of nitrogen in forests. *Canadian Journal of Forest Research* 23: 1603-1616. - doi: 10.1139/x93-200.
- Marchetto A, Mosello R, Tartari G, Tornimbeni O, Derome J, Derome K, Sorsa P, König N, Clarke N, Ulrich E, Kowalska A (2009). Influence of QA/QC procedures on nonsampling error in deposition monitoring in forests. *Journal of Environmental Monitoring* 11: 745-750. - doi: 10.1039/b818168n.
- Mosello, R. T. Amoriello, S. Benham, N. Clarke, J. Derome, K. Derome, G. Genouw, N. Koenig, A. Orrù, G.A. Tartari, A. Thimonier, E. Ulriche, A-J Linfroos, 2008. Validation of chemical analyses of atmospheric deposition on forested sites in Europe: 2. DOC concentration as an estimator of the organic ion charge. *J. Limnol.*, 67: 1-14.
- Prudnikov, E. D. & Y. S. Shapkina. 1984. Random errors in analytical methods. *Analyst*, 109: 305-307.
- Reed, A. H., R. J. Henry & W. B. Mason. 1971. Influence of statistical method used on the resulting estimate of normal range. *Clinical Chemistry*, 17 (4): 275-284.

Rodier, J. 1984. *L'analyse de l'eau*. Dunod, Paris: 1365 pp.

Rogora M, Mosello R, Marchetto A (2004). Long-term trends in the chemistry of atmospheric deposition in Northwestern Italy: the role of increasing Saharan dust deposition. *Tellus* 56B: 426-434.

Schaug, J. 1988. Quality assurance plan for EMEP. EMEP/CC - Report 1/88. Norwegian Institute Air Research, Lillestrom. Norway: 31 pp.

Tartari GA, Mosello R (1997). Metodologie analitiche e controlli di qualita nel laboratorio chimico dell'Istituto Italiano di Idrobiologia del Consiglio Nazionale delle Ricerche. Documento dell'Istituto Italiano di Idrobiologia no. 60, Verbania, pp.160.

UNECE (2004). Mapping Manual 2004. UNECE convention on long-range transboundary air pollution, ICP modelling and mapping (Spranger T, Lorenz U, Gregor H-D, Nagel H-D eds). Federal Environmental Agency, Berlin, Germany, pp. 15.

ALLEGATO 1: SCHEDA DI CAMPO E SPECIFICA DEI CODICI

ARMA DEI CARABINIERI

Comando Unità Forestali Ambientali e Agroalimentari

SM - Ufficio Progetti, Convenzioni, Educazione Ambientale

Rete NEC Italia

Scheda invio campioni pioggia

Stazione di raccolta: Sigla:

Responsabile della stazione:

Operatori ai prelievi:

Periodo di campionamento (giorno, mese, anno):

INIZIO data

 ora

FINE data

 ora

Tipo di precipitazione (note A):

Osservazioni:
.

Data di preparazione e invio dei campioni:

Data di arrivo dei campioni in laboratorio:

(compilato dal laboratorio CNR-IRSA VB)

Campionatori a cielo aperto (bulk)

Raccoglitore ☐ Imbuto Ø 14,5 cm ☐ Imbuto Ø 19,5 cm ☐ Cilindro Ø 20 cm

Raccoglitore			Volume raccolto ml	Condizioni campione (note C)	Osservazioni (note B)
Imbuto	Cilindro	N°			
		B 1			
		B 2			
		B 3			
Totale ml					

Nel caso di traboccamento (volume maggiore di 2000 ml) riportare TRABOCCATO nella colonna volume

N° della bottiglia di invio campione /B

Campionatori sotto chioma (bulk)

Raccoglitore Imbuto $\varnothing$ 14,5 cm ☐ Imbuto $\varnothing$ 19,5 cm ☐ Cilindro $\varnothing$ 20 cm

Raccoglitore			Volume raccolto ml	Condizioni campione (note C)	Osservazioni
Imbuto	Cilindro	N°			
		BSC 1			
		BSC 2			
		BSC 3			
		BSC 4			
		BSC 5			
		BSC 6			
		BSC 7			
		BSC 8			
		BSC 9			
		BSC 10			
		BSC 11			
		BSC 12			
		BSC 13			
		BSC 14			
		BSC 15			
		BSC 16			
Totale		ml			

Nel caso di traboccamento (volume maggiore di 2000 ml) riportare TRABOCCATO nella colonna volume

N° della bottiglia di invio campione /BSC

Campionatori lungo il tronco

Raccoglitore N°	Volume raccolto litri	Condizioni campione (note C)	Osservazioni (eventuale campione eliminato)
T 1			
T 2			
T 3			
Totale litri			

Nel caso di traboccamento (volume maggiore di 100 litri) riportare TRABOCCATO nella colonna volume

Osservazioni sulla tenuta del profilato lungo il tronco o su eventuali malfunzionamenti nel campionatore.

In particolare nel caso di volumi raccolti troppo piccoli (T1, T2 o T3 inferiori a 2 litri).

.....

N° della bottiglia di invio campione /T

Note:

(A) tipo di precipitazione, (B) attività nelle vicinanze, (C) condizioni del campione

Note A

- 1 pioggia
- 2 temporale
- 3 neve
- 4 grandine
- 5 nevischio
- 6 forte rugiada
- 7 nebbia
- 8 non noto con certezza

Note B

- A aratura
- B mietitura
- C incendio
- D concimazione
- E lavori nelle vicinanze
- F altro da specificare

Note C

- I presenza di insetti
- L foglie, aghi di pino
- M escrementi di uccelli
- N particelle grossolane
- O odore
- P colore
- Q altro da specificare

ARMA DEI CARABINIERI

Comando Carabinieri Unità Forestali Ambientali e Agroalimentari

SM-Ufficio Progetti, Convenzioni, Educazione Ambientale

Rete NEC Italia

Scheda invio campioni acque di ruscellamento

Stazione di raccolta: Sigla:

Responsabile della stazione:

Operatori ai prelievi:

Data di campionamento (giorno, mese, anno):

						ora	
--	--	--	--	--	--	-----	--

Temperatura misurata °C:

Condizioni di campionamento Normali: SI Anomale (note B):

Osservazioni:

N° della settimana di invio campione/R

Note B

- A aratura
- B mietitura
- C incendio
- D concimazione
- E lavori nelle vicinanze
- F altro da specificare



1.1.3. Soluzione circolante nel suolo

Procedure per il campionamento della soluzione circolante del suolo

Procedures for sampling the soil solution

Stefano Carnicelli, Guia Cecchini, Anna Andreetta

Corresponding author: stefano.carnicelli@unifi.it

Dipartimento di Scienze della Terra – Università Degli Studi di Firenze

1. Introduzione

Oltre agli effetti diretti dei fattori di stress sulle chiome, lo stato del bosco è influenzato da effetti mediati dal suolo, attraverso i sistemi radicali. Da questo punto di vista, la soluzione del suolo è il mezzo intermedio tra suolo solido e apparati radicali, dal momento che ogni tipo di sostanza, sia essa nutriente o inquinante, passa dal suolo solido alla pianta attraverso la soluzione del suolo.

Quindi, la soluzione del suolo è un indicatore importante per il monitoraggio degli impatti sugli ecosistemi forestali dell'inquinamento e di altri possibili fattori di stress.

La composizione chimica della soluzione del suolo è determinata da complessi equilibri, influenzati dalle deposizioni atmosferiche, dagli scambi di materia tra suolo e piante, dagli scambi con l'atmosfera e con l'aria del suolo e dall'attività dei microrganismi. L'analisi della soluzione del suolo fornisce quindi un controllo in tempo quasi reale della disponibilità di nutrienti, della possibile presenza di specie chimiche dannose per gli apparati radicali e dei flussi delle sostanze inquinanti che arrivano al suolo con le deposizioni atmosferiche.

Attraverso il monitoraggio della soluzione del suolo è quindi possibile analizzare l'evoluzione nel tempo del sistema suolo-foresta, con la possibilità di fare previsioni in base alle tendenze in atto e verificare possibili impatti di avvenimenti a breve termine, come ad esempio le avversità climatiche.

2. Scopo e applicazione

Lo scopo di questo manuale è quello di standardizzare le operazioni di campionamento della soluzione del suolo tra tutti i siti di monitoraggio nazionali, nonché di assicurare che questa standardizzazione rimanga coerente rispetto agli standard delle reti sovranazionali che coprono l'Europa.

3. Installazione dei campionatori e attrezzatura

3.1. Tecniche di campionamento

Nella rete nazionale italiana, e nelle reti transnazionali di cui essa fa parte, le soluzioni del suolo sono campionate in modo continuo e non distruttivo; ovvero, la soluzione è prelevata in modo continuo (se presente) e sempre dallo stesso volume di suolo, il quale rimane nella sua condizione naturale.

Per ottenere questo risultato, si utilizzano due tipi di campionatori: i lisimetri a gravità e i lisimetri a tensione.

Il campionamento effettuato dai due tipi di lisimetri non è comparabile, per cui essi vengono adibiti a scopi ben differenziati.

Nella rete di monitoraggio italiana, i lisimetri a gravità, cioè che raccolgono acqua gravitazionale, vengono impiegati esclusivamente per raccogliere campioni di soluzione all'uscita dagli orizzonti organici superficiali (talvolta indicati, impropriamente, come 'humus forestale' o 'lettiera'; questi termini sono impropri perché 'humus forestale' può comprendere anche orizzonti minerali, mentre 'lettiera' si riferisce correttamente solo a materiale di deposizione recente e non ancora trasformato dalla fauna e dai microrganismi). Per tutte le altre parti del suolo, si impiegano esclusivamente lisimetri a tensione.

I lisimetri a tensione, che agiscono in base all'applicazione di vuoto tramite una pompa in dotazione

alle stazioni, raccolgono sia acqua gravitazionale che acqua trattenuta con una certa tensione dalle particelle del suolo. Per convenzione, si considera il tipo di acqua la cui composizione chimica si avvicina maggiormente a quella assunta dalla pianta.

3.2. Disegno del campionamento alla scala del plot

Nei siti di monitoraggio di livello II, i campionatori della soluzione del suolo debbono essere quanto possibile vicini ai campionatori delle deposizioni atmosferiche e ai sensori meteorologici in the plot. Normalmente, vengono quindi installati all'interno del plot stesso; qualora questo non fosse possibile, debbono essere installati nell'area tampone, entro 50 metri di distanza dal limite del plot.

3.3. Profondità di campionamento

Per evidenti ragioni di standardizzazione e comparabilità, i campionatori vengono installati a profondità simili in tutta la rete. I lisimetri a gravità si trovano quindi alla base degli orizzonti organici, che per convenzione si intende come 'profondità 0' del suolo, e la profondità degli altri campionatori si valuta a partire da questo riferimento.

Le profondità di riferimento utilizzate nella rete nazionale sono di 20, 40 e 60 cm; deviazioni sono possibili se il suolo del plot presenta notevoli variazioni a profondità vicine a quelle standard; in questo caso, le profondità standard si intendono come massime: ovvero, la profondità di 20 cm diventa da 0 a 20 cm, i 40 cm divengono da 20 a 40 cm e i 60 cm da 40 a 60 cm. Il manuale internazionale indicherebbe profondità fino a 80 cm, ma l'esperienza ventennale dimostra come, nella maggior parte dei siti italiani, profondità così elevate si traducano in campionamenti eccessivamente frammentati nel tempo. Le condizioni climatiche fanno infatti sì che orizzonti così profondi siano spesso troppo asciutti per il campionamento. Questo risulta in campionamenti in numero ridotto e troppo distanziati nel tempo, che rendono impossibile l'analisi statistica, necessaria per estrarre le informazioni dai dati analitici.

3.4. Posizionamento e numero delle repliche

In base alle disposizioni del manuale internazionale, il numero minimo di repliche, cioè di campionatori diversi installati alla stessa profondità, è di tre (3), ma il numero di cinque (5) è fortemente raccomandato. Nella rete nazionale, 5 repliche sono normalmente presenti, fatti salvi alcuni casi di seri problemi di mancanza di spazio utile.

Le repliche debbono essere posizionate equilibrando le necessità di essere rappresentative delle condizioni del plot e di evitare interferenze tra i campionatori.

Le interferenze tra campionatori posti a profondità diverse sono particolarmente critiche: se un campionatore è in grado di agire con la propria tensione sulla soluzione di un campionatore posto a profondità diversa, la soluzione campionata avrà una composizione chimica ibrida e non sarà rappresentativa. Nei plot installati fino ad oggi, le superfici non amplissime, e le forti necessità di lasciare ampie aree libere per il campionamento della vegetazione del sottobosco, hanno indotto a optare per l'installazione di campionatori in gruppi omogenei di profondità, ben distanziati gli uni dagli altri. Nel caso di plot in pendenza, è buona norma installare più in alto i campionatori a profondità maggiore, e via discendendo.

Tutti i campionatori debbono essere installati ad almeno un metro di distanza da alberi o radici affioranti; i lisimetri a tensione debbono inoltre essere installati ad almeno 1 metro di distanza l'uno dall'altro.

Per l'installazione dei lisimetri a gravità, che comporta un forte disturbo per l'apertura di mini trincee nelle quali inserire i campionatori e alloggiare i recipienti di raccolta, è invece preferibile un'installazione più ravvicinata, che minimizzi l'impatto.

3.5. Lisimetri a tensione

I lisimetri a tensione sono costituiti da un tubo in PVC resistente, della lunghezza desiderata in rapporto alla profondità di installazione; ad una estremità si trova una coppa in materiale microporoso, all'altra si trova il raccordo per la connessione al sistema di evacuazione e il prelievo del campione. Esistono diversi tipi di materiali porosi considerati accettabili per la costruzione di lisimetri a tensione, ma la rete italiana è da tempo standardizzata sulla ceramica tipo P80.

I lisimetri a tensione sono inseriti verticalmente, con l'aiuto di una apposita trivella (Figura 1), che deve avere un diametro inferiore a quello dei lisimetri di pochi decimi di millimetro. In questo modo, il lisimetro viene inserito applicando una leggera forza, e risulta in contatto continuo con il suolo, permettendo così la tenuta del vuoto e l'aspirazione della soluzione. Nell'operazione, è necessario prendere accurate precauzioni per evitare che il diametro del foro sia eccessivo, e quindi ammetta aria dalla superficie; in questo caso, infatti, il lisimetro non potrebbe funzionare. L'operazione di installazione dovrebbe essere eseguita con un contenuto d'acqua nel suolo intermedio, cioè suolo umido ma lontano dalla saturazione. L'inserimento a suolo eccessivamente secco può facilmente essere impossibile per via della resistenza opposta dal suolo, mentre l'inserimento a suolo eccessivamente bagnato può causare una notevole deformazione del suolo nell'intorno del foro di inserimento. L'inserimento a umidità media è anche buona garanzia dello stabilirsi e mantenersi di un buon contatto suolo-lisimetro.

I lisimetri a tensione funzionano con la creazione di un leggero vuoto (depressione di -60 kPa), che può essere ottenuto con pompe a mano o a batteria, dotate di vacuometro. Il lisimetro viene collegato, con un tubo di opportuno diametro, ad una bottiglia in vetro borosilicato 3.3 ('Duran') di 2 l di capacità, chiusa a tenuta d'aria con un tappo in silicone a due vie; il secondo tubo permette il collegamento alla pompa (Figure 2 e 3).



Figura 1 - Trivella utilizzata per favorire l'inserimento dei lisimetri.



Figura 2 - Preparazione dei campionatori a tensione.



Figura 3 - Lisimetri a tensione installati.

Nel corso delle operazioni di raccolta è fondamentale, sia per i lisimetri a gravità che per quelli a tensione, evitare in maniera accurata il calpestamento a monte delle trincee o buche (per la gravità) o per un raggio di circa un metro nell'intorno dei tubi in plexiglass.

4. Operazioni di campionamento

4.1. Frequenza di campionamento

In base agli standard della rete internazionale ICP-Forests, il campionamento delle soluzioni del suolo viene eseguito ad intervalli di due settimane. Poiché il campionamento delle deposizioni atmosferiche è settimanale, in pratica si campionano le soluzioni del suolo ogni due campionamenti delle deposizioni; il campionamento nello stesso giorno è di aiuto nell'elaborazione dei dati. Naturalmente, non sempre si troverà soluzione nei campionatori, in dipendenza degli andamenti meteorologici e delle caratteristiche idrauliche del suolo.

È importante ricordare che i primi campionamenti effettuati dopo l'installazione dei lisimetri, fino ad un volume totale di circa 2 l per lisimetro, devono essere scartati, dopo aver misurato il volume, in quanto il sistema non è ancora in equilibrio chimico.

Un problema significativo, non ancora risolto, è quello del campionamento nei mesi invernali. I problemi che si presentano sono due; il primo è dato dalla possibilità di congelamento della soluzione nelle bottiglie di raccolta, che può provocare la rottura delle bottiglie stesse. Nei casi in cui l'occorrenza di temperature sottozero sia spesso separata dalle precipitazioni nevose, è possibile rivestire le bottiglie in vetro dei lisimetri a tensione con materiale termoisolante. Un problema più basilare è costituito dalla copertura nevosa. Nei siti in cui la neve non è occasionale, risulta al momento impossibile portare avanti il campionamento durante il periodo di copertura, ed è quindi buona pratica rimuovere le bottiglie in vetro per proteggerle. In quest'ultimo caso, i tappi delle bottiglie e i tubi di collegamento ai lisimetri vengono avvolti all'interno di un sacchetto in plastica e lasciati in posto, fino al ricollocamento delle bottiglie in vetro in bosco.

5. Trattamento del campione in campo

5.1. Misura del volume della soluzione

In ogni campionamento, è necessario determinare il volume della soluzione raccolta da ogni lisimetro, volume che deve poi essere riportato su una apposita scheda (vedi allegato), e comunicato al laboratorio di analisi. Ogni campione viene trasferito ad una bottiglia in plastica da 0.25 l, dotata di graduazione interna; è quindi necessario predisporre un numero di bottiglie pari al numero dei lisimetri, con relative etichette.

Se il volume campionato è uguale o inferiore a 0.25 l, si legge il volume sulla graduazione della bottiglia. Se il volume è maggiore di 0.25 l, il volume in eccesso viene determinato utilizzando un cilindro graduato, che è in dotazione; il volume in eccesso viene quindi scartato.

Sulla scheda dovrà essere riportata la somma dei volumi misurati (bottiglia di plastica più cilindro). Completato il campionamento, le bottiglie da 0.25 l vengono chiuse con doppio tappo e conservate in frigorifero (anche un normale frigorifero da cucina) fino alla spedizione.

6. Conferimento del campione

I campioni imbottigliati ed etichettati, unitamente alle schede di campo, dovranno essere spediti con cadenza regolare a:

Dott. ssa Guia Cecchini
Dipartimento di Scienze della Terra
Piazzale delle Cascine 15
50143 Firenze
e-mail: guia.cecchini@unifi.it

Le spedizioni devono essere effettuate a mezzo corriere; tutte le indicazioni necessarie verranno concordate con i referenti delle stazioni per i campionamenti.

BIBLIOGRAFIA

Per quanto riguarda le procedure per l'analisi dei campioni di soluzione del suolo e il trattamento dei relativi dati, si rimanda a:

Nieminen TM, De Vos B, Cools N, König N, Fischer R, Iost S, Meesenburg H, Nicolas M, O'Dea P, Cecchini G, Ferretti M, De La Cruz A, Derome K, Lindroos AJ, Graf Pannatier E, 2016: Part XI: Soil Solution Collection and Analysis. Version 2016-2. In: UNECE ICP Forests Programme Co-ordinating Centre (ed.): Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests. Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, Germany, 20 p. + Annex [<http://www.icp-forests.org/manual.htm>].

Alcuni testi consigliati per approfondimenti:

Aber, J., McDowell, W., Nadelhoffer, K., Magill, A., Berntson, G., Kamakea, M., McNulty, S., Currie, W., Rustad, L., Fernandez, I., 1998. Nitrogen saturation in temperate forest ecosystems: Hypotheses revisited. *Bioscience* 48 (11), 921–934.

Cecchini, G., Andreetta, A., Marchetto, A., Carnicelli, S., 2019 Atmospheric deposition control of soil acidification in central Italy. *Catena*, 182, art. no. 104102.

Guia Cecchini, Anna Andreetta, Aldo Marchetto, Stefano Carnicelli, 2021. Soil solution fluxes and composition trends reveal risks of nitrate leaching from forest soils of Italy, *CATENA*, Volume 200, 105175, <https://doi.org/10.1016/j.catena.2021.105175>.

Davidson, C.J., Foster, K.R., Tanna, R.N., 2020. Forest health effects due to atmospheric deposition: Findings from long-term forest health monitoring in the Athabasca Oil Sands Region. *Sci. the Total Environ.*, 699, art. no. 134277.

Fölster, J., Bringmark, L., Lundin, L. (2003) Temporal and spatial variations in soil water chemistry at three acid forest sites. *Water, Air, and Soil Pollution*, 146 (1-4), pp. 171-195 DOI: 10.1023/A:1023991910275.

Iost, S., Rautio, P., Lindroos, A.-J., 2012. Spatio-temporal trends in soil solution Bc/Al and N in relation to critical limits in European forest soils. *Water Air Soil Pollut.* 223 (4), 1467–1479.

Johnson, J., Graf Pannatier, E., Carnicelli, S., Cecchini, G., Clarke, N., Cools, N., Hansen, K., Meesenburg, H., Nieminen, T.M., Pihl-Karlsson, G., Titeux, H., Vanguelova, E., Verstraeten, A., Vesterdal, L., Waldner, P., Jonard, M., 2018. The response of soil solution chemistry in European forests to decreasing acid deposition. *Global Change Biol.* 24 (8), 3603–3619.

Meesenburg, H., Ahrends, B., Fleck, S., Wagner, M., Fortmann, H., Scheler, B., Klinck, U., Dammann, I., Eichhorn, J., Mindrup, M., Meiwes, K.J., 2016. Long-term changes of ecosystem services at Solling, Germany: recovery from acidification, but increasing nitrogen saturation? *Ecol. Indic.* 65, 103e112. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2015.12.013>.

Pannatier, E.G., Thimonier, A., Schmitt, M., Walthert, L., Waldner, P., 2010. A decade of monitoring at Swiss Long-Term Forest Ecosystem Research (LWF) sites: can we observe trends in atmospheric acid deposition and in soil solution acidity? *Environ. Monit. Assess.* 174, 3e30.

Vanguelova, E.I., Benham, S., Pitman, R., Moffat, A.J., Broadmeadow, M., Nisbet, T., Durrant, D., Barsoum, N., Wilkinson, M., Bocheau, F., Hutchings, T., Broadmeadow, S., Crow, P., Taylor, P., Durrant Houston, T., 2010. Chemical fluxes in time through forest ecosystems in the UK - soil response to pollution recovery. *Environ Pollut.* 158, 1857–1869. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2009.10.044>.

Watmough, S.A., Whitfield, C.J., Fenn, M.E., 2014. The importance of atmospheric base cation deposition for preventing soil acidification in the Athabasca Oil Sands Region of Canada. *Sci. Total Environ.* 493, 1–11.

ALLEGATO A – SCHEDA INVIO CAMPIONI DI SOLUZIONE CIRCOLANTE DEL SUOLO

ARMA DEI CARABINIERI

Comando Unità Forestali Ambientali e Agroalimentari

SM - Ufficio Progetti, Convenzioni, Educazione Ambientale

Rete NEC Italia

Scheda invio campioni delle soluzioni circolanti nel suolo

AREA

Data prelievo

Lisimetri a gravità	ml	Note
GRAVITA' 1		
GRAVITA' 2		
GRAVITA' 3		
Lisimetri a tensione (20 cm)	ml	Note
20-1		
20-2		
20-3		
20-4		
20-5		
Lisimetri a tensione (40 cm)	ml	Note
40-1		
40-2		
40-3		
40-4		
40-5		
Lisimetri a tensione (60 cm)	ml	Note
60-1		
60-2		
60-3		
60-4		
60-5		



1.1.4. Visibilità dei paesaggi

**Procedure di rilievo della visibilità del paesaggio (“visibility”)
come indicatore dell’inquinamento dell’aria**

**Procedures for surveying the visibility of the landscape (“visibility”)
as an indicator of air pollution**

¹Petralia E., ²Cocciufa C., ²Papitto G., ¹Piersanti A.

Corresponding author: Col. Giancarlo Papitto Giancarlo.Papitto@carabinieri.it

**¹ ENEA – Agenzia Nazionale per le Nuove tecnologie
l’Energia e lo Sviluppo economico sostenibile, Laboratorio Inquinamento Atmosferico.**

Via Martiri di Monte Sole, 4 – Bologna

**² Comando Unità Forestali, Ambientali e Agroalimentari dell’Arma dei Carabinieri
SM - Ufficio Progetti, Convenzioni, Educazione Ambientale**

Via G. Carducci, 5 – Roma.

1. Introduzione

La visibilità è una misura di quanto nitidamente un osservatore può vedere una determinata scena, ovvero quanto lontano può vedere attraverso l'atmosfera, distinguendo contrasti, trame e colori. I visitatori delle aree naturali possono talvolta sperimentare panorami oscurati dalla foschia, spesso causata anche da inquinamento atmosferico: infatti, particelle e gas influiscono sulla visibilità diffondendo e assorbendo la luce nell'atmosfera. Considerando la visibilità come un servizio ecosistemico, la ridotta trasparenza dell'aria può incidere pesantemente sulla fruizione delle aree naturali. Sebbene la foschia si formi naturalmente, in base alle condizioni meteorologiche locali (es. umidità), polvere, incendi e inquinanti atmosferici di origine antropica partecipano a tale processo. Per questo motivo, il monitoraggio della visibilità si basa su una solida analisi della qualità dell'aria e delle condizioni meteorologiche in un sito in aree naturali remote, attraverso l'analisi di: I) inquinanti atmosferici presenti e II) trasparenza dell'aria, al fine di ottenere una misura della visione ottica del paesaggio o, in altre parole, una misura di quanto la vista sia compromessa, agli occhi di un osservatore, dall'inquinamento atmosferico.

2. Obiettivi

Il monitoraggio della visibilità ha l'obiettivo generale di definire se e quali fonti di emissione di origine antropica possono determinare una riduzione della trasparenza atmosferica e diminuire la fruibilità paesaggistica e naturalistica delle aree rurali individuate; inoltre, può eventualmente proporre processi per ridurre l'impatto di tali sorgenti sul sito di misura.

L'obiettivo specifico di questa attività è la quantificazione di un coefficiente (B_{ext}) che descrive l'estinzione della luce in funzione di vari parametri chimico-fisici associati a molecole e particelle aerodisperse in un sito naturale remoto. I valori di B_{ext} vengono quindi confrontati con le immagini scattate da una fotocamera puntata verso un elemento "target" del paesaggio a diversi chilometri di distanza dal sito di campionamento, al fine di indagare le correlazioni della qualità dell'aria con la sua trasparenza.

3. Strumenti

Gli strumenti di cui si avvale il monitoraggio della visibilità sono i seguenti:

- 2 campionatori HYDRA dual channel FAI Instrument, per il campionamento del particolato ($PM_{2.5}$, PM_{10}).
- 1 analizzatore di gas Thermo Fischer Scientific, per l'analisi della concentrazione in atmosfera di ossidi di azoto (NO , NO_2 e NO_x).
- 1 centralina meteo.
- 1 telecamera panoramica.

4. Campionamento del PM_{10} e $PM_{2.5}$

L'obiettivo principale di questa attività di monitoraggio è la quantificazione di un coefficiente (B_{ext}) che descrive l'estinzione della luce in funzione di vari parametri chimico-fisici associati a molecole e particelle aerodisperse, al fine di indagare le correlazioni della qualità dell'aria con la trasparenza e la visibilità dell'aria.

I campionamenti, della durata di 24 ore, vengono effettuati con una frequenza di un campionamento ogni tre giorni. Sono impiegate quattro linee di campionamento per il particolato: una linea per la determinazione della concentrazione in massa del particolato PM_{10} e tre linee di campionamento per la frazione $PM_{2,5}$ (1. linea con filtro in teflon per la determinazione della concentrazione in massa del particolato e di metalli ed elementi in traccia; 2. linea con filtro in quarzo per l'analisi del particolato carbonioso; 3. linea con filtro in teflon per le misure di anioni e cationi).

Le analisi chimico-fisiche dei campioni, e il conseguente calcolo del B_{ext} , vengono effettuate successivamente in laboratorio.

Di seguito vengono descritte le procedure di funzionamento e programmazione degli strumenti impiegati in campo per il campionamento del particolato atmosferico.

a) CAMPIONATORE FAI HYDRA-DUAL CHANNEL

Il campionatore bicanale Hydra di FAI Instruments si compone di diverse parti: l'unità principale (che comanda le diverse parti a cui è collegata) attraverso cui si settano le impostazioni per il campionamento e che alloggia i filtri per i campionamenti; le pompe di aspirazione dell'aria da campionare; un compressore per la generazione di aria compressa necessaria per il funzionamento dei movimenti meccanici dell'unità principale; due linee di aspirazione; due teste di taglio per le granulometrie desiderate; una sonda di temperatura esterna.

b) PROGRAMMAZIONE DEL CAMPIONAMENTO

L'avvio del campionamento è impostato ad inizio campagna di misure. Il campionatore acceso e senza problemi di operatività si trova in uno stato che sullo schermo a cristalli liquidi è indicato come READY (Figura 1). In condizioni di corretta operatività dello strumento, la spia dello STATUS è accesa di colore verde in corrispondenza del OK. Invece la spia accesa di colore arancione in corrispondenza del WARNING o di colore rosso in corrispondenza del ERROR indica un malfunzionamento.

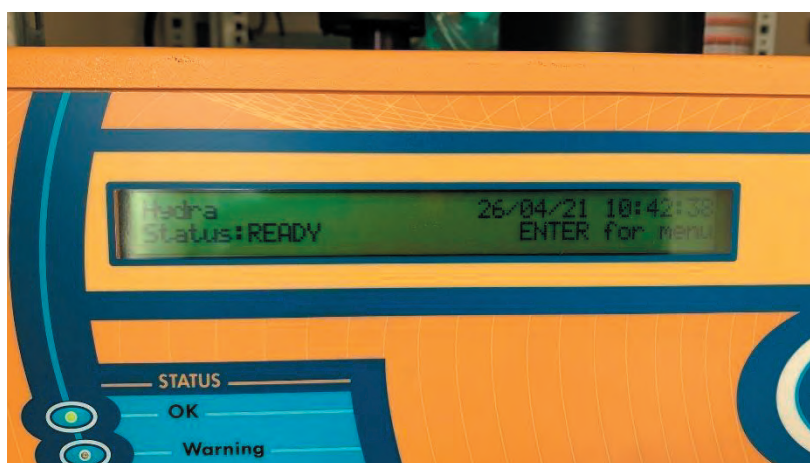


Figura 1 - Dettaglio dello schermo a cristalli liquidi del campionatore FAI pronto per il settaggio delle impostazioni di campionamento. Lo strumento in attesa di essere programmato ha come indicazione di stato la scritta *READY* e riporta la scritta “ENTER for menu” ad indicare che la diagnostica dello strumento non ha riscontrato problemi che possano impedirne un corretto funzionamento. Questo è evidenziato anche dalla spia verde accesa di fianco alla scritta “OK” nella colonna STATUS al di sotto dello schermo. Lo strumento può continuare a funzionare anche in presenza di segnali di attenzione (spia gialla accesa in corrispondenza della scritta *WARNING*) mentre si arresta in presenza di segnali di allarme (spia rossa accesa in corrispondenza della scritta *ALARM*).

Prima di procedere al settaggio delle impostazioni di campionamento è opportuno verificare che l'inserimento del tubo caricatore dei filtri e del tubo scaricatore dei filtri campionati siano corretti: verificare (Figura 2) che a destra al di sotto dello schermo a cristalli liquidi siano accese le due spie LOCKED ad indicare che i due tubi sono inseriti correttamente.

Verificare (Figura 2) che per il caricatore (loader) non sia accesa la spia rossa in corrispondenza della scritta EMPTY; ciò indicherebbe che non sono presenti filtri utili alle procedure di campionamento. Verificare (Figura 2) che per lo scaricatore (unloader) non sia accesa la spia rossa in corrispondenza della scritta FULL; ciò indicherebbe che non sarà più possibile scaricare altri filtri generando in tal caso un blocco delle meccaniche di movimentazione dei filtri.

Un controllo visuale dei tubi di carico e scarico (Figura 3) permette molto rapidamente di controllare la presenza di un numero adeguato di filtri pronti ad essere campionati e la presenza di spazio sufficiente ad alloggiare nuovi filtri alla fine del campionamento programmato.

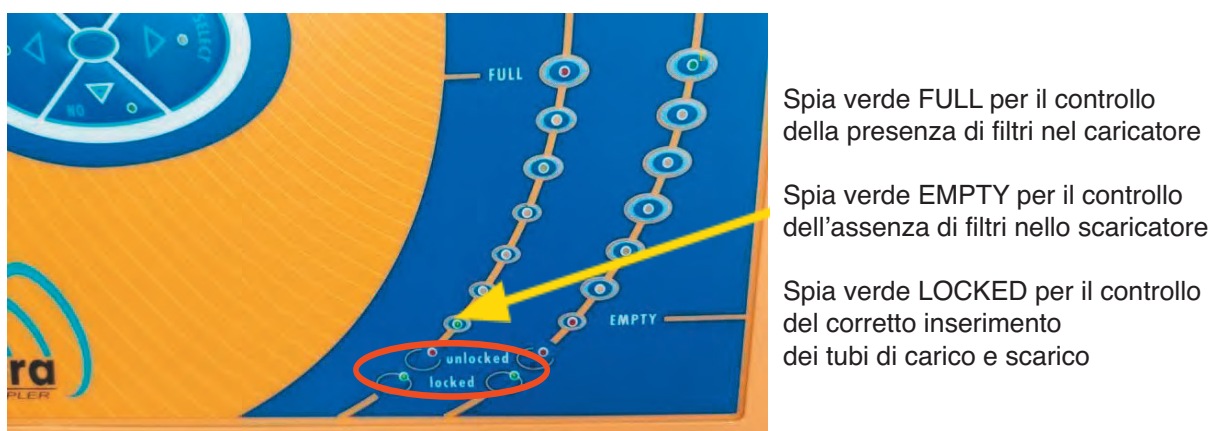


Figura 2 - Spie di verifica dello stato di funzionamento del tubo di carico e di scarico.

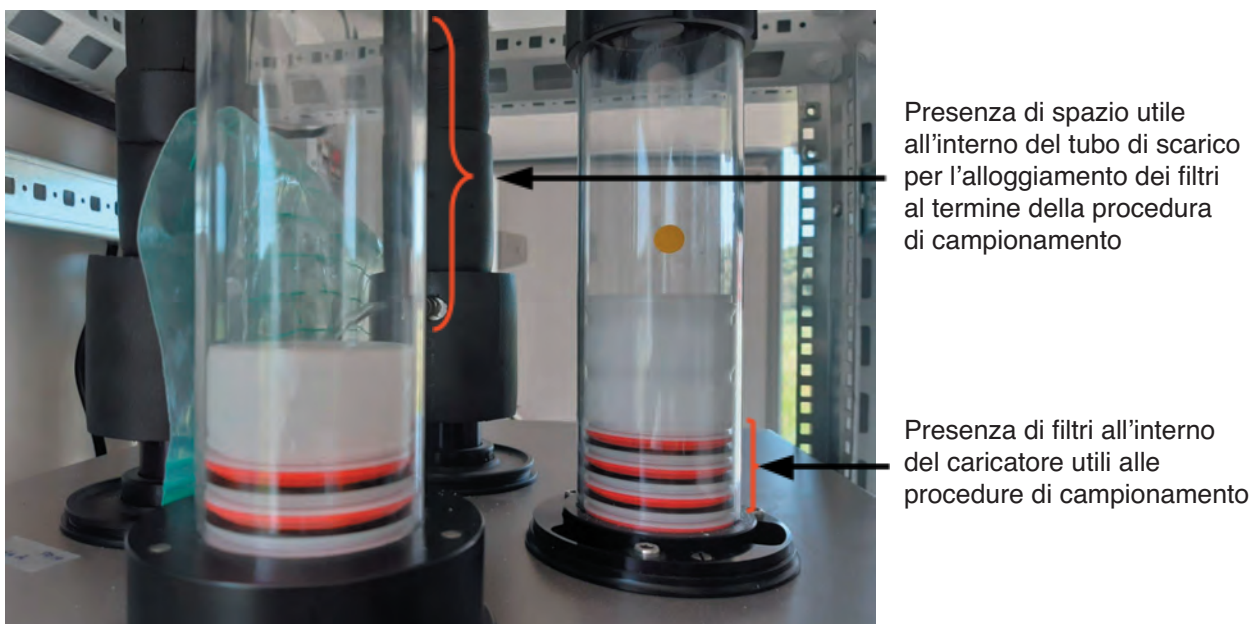


Figura 3 - Esempio di controllo visuale del tubo di carico e del tubo di scarico.

Una volta verificata l'assenza di segnali di ALARM o di WARNING si procede alla impostazione del programma di campionamento.

c) IMPOSTAZIONE DEL PROGRAMMA DI CAMPIONAMENTO

Dalla schermata READY (Figura 4) premere il tasto ENTER (Figura 4) per entrare nel menu dello strumento. La prima voce del menu che appare è quella dedicata alle impostazioni di campionamento. Premendo nuovamente il tasto ENTER si entra nei sotto-menu che permettono di impostare il protocollo di funzionamento dello strumento durante il campionamento.

La prima opzione da definire è con quali linee di campionamento si intende operare: lo strumento è predisposto per gestire due linee di campionamento indipendenti.

Tra le voci a disposizione selezionare con le frecce alto (YES) e basso (NO) (Figura 4) la voce “Line A&B”, quindi premere ENTER: in questo modo lo strumento campionerà con entrambe le linee in parallelo permettendo di raccogliere una coppia di filtri ogni occasione di campionamento.



Figura 4 - Particolare della tastiera presente sullo strumento FAI Hydra.

Quindi lo strumento richiede di impostare la durata del ciclo di campionamento. Nel caso specifico del campionamento per la “Visibility” il ciclo è di 72 ore (cioè si effettua un campionamento di 24 ore ogni 3 giorni, dunque ciclo di 72 ore = 24 ore di campionamento + 48 di pausa); per selezionare questa durata usare le frecce alto e basso fino ad individuare la scritta “72h” (Figura 5), quindi premere il tasto ENTER.



Figura 5 - Selezione della durata del ciclo di campionamento mediante le frecce del tastierino dello strumento FAI Hydra.

Quindi è richiesta la definizione del rapporto temporale di campionamento delle due linee. Lo strumento permette di fare operare le due linee in parallelo con la stessa durata o sfasate con tempi diversi. Nel caso specifico le due linee lavoreranno in parallelo e con le stesse impostazioni temporali. Selezionare quindi con le frecce destra e sinistra la scritta “A/B time ratio: 1” (Figura 6), quindi premere ENTER.



Figura 6 - Selezione del rapporto temporale di campionamento tra le due linee. Selezionare la stessa durata ossia rapporto pari a 1.

In automatico lo strumento si sposta al settaggio del tempo effettivo di campionamento, ovvero per quanto tempo l'aria ambiente verrà aspirata ed il particolato campionato sul supporto selezionato. E' necessario quindi impostare il "Sampling Time": con le frecce destra e sinistra spostarsi al di sotto di ciascun numero della scritta e con le frecce alto e basso selezionare il tempo di campionamento pari a 24 ore (Figura 7), quindi premere ENTER.



Figura 7 - Selezione del tempo effettivo di campionamento.

Infine lo strumento richiede di impostare la data e l'orario di inizio del primo campionamento (Set Starting Time). In automatico lo strumento continuerà a campionare secondo le impostazioni

inserirle fintantoché ci saranno filtri a disposizione nel caricatore e spazio per alloggiare i filtri campionati nello scaricatore (come in Figura 3). Lo strumento in automatico riporta il primo orario possibile per l'avvio del campionamento (solitamente nei venti minuti successivi a quando si effettuano le procedure di programmazione). Generalmente, la prassi adottata per i campionamenti di 24 ore è di far avviare il campionamento alla mezzanotte (00:00) del giorno prestabilito di modo che il campionamento corrisponda ad un solo giorno solare.

Dunque, con le frecce destra e sinistra portare il cursore al di sotto di ciascun numero della data di campionamento e selezionare con le frecce alto e basso i numeri indicativi del giorno, del mese e dell'anno di avvio (nel caso in Figura 8 il giorno selezionato è il 15 ottobre 2021). Sempre con le frecce destra e sinistra spostarsi sotto i numeri indicativi dell'ora e selezionare la mezzanotte (cioè l'inizio) del giorno stabilito, ovvero le ore 00:00 (Figura 8), quindi premere ENTER.



Figura 8 - Impostazione della data e dell'ora di avvio del ciclo di campionamento.

A questo punto lo strumento chiederà conferma della scelta (sullo schermo apparirà la scritta “press and hold Enter”): premendo nuovamente e tenendo premuto il tasto ENTER sarà effettuato il salvataggio delle impostazioni, e a conferma si udirà un segnale acustico.

Lo strumento a questo punto effettuerà il reset delle valvole, cancellerà i dati dei campionamenti precedenti e effettuerà una serie di test sull'operatività dei meccanismi di movimentazione dei filtri (Figura 9).

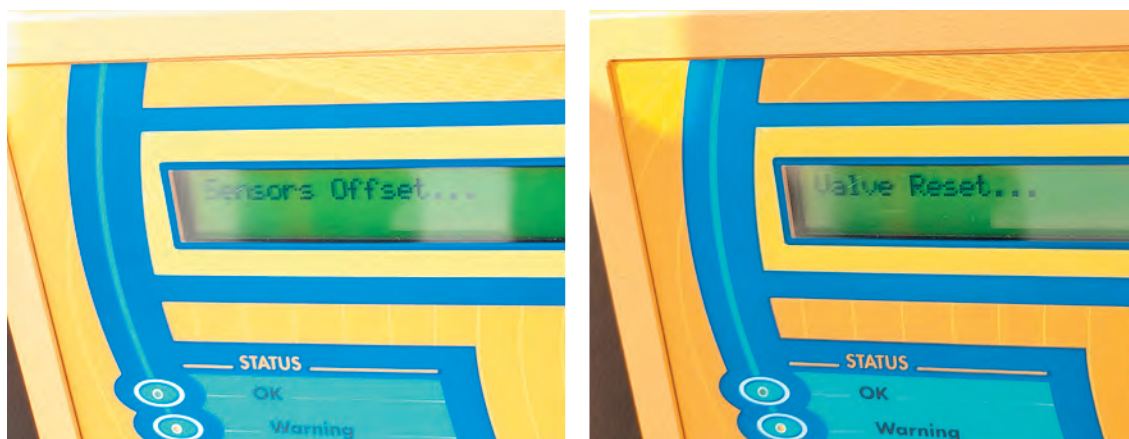


Figura 9 - Indicazione del reset delle impostazioni dei sensori e delle valvole del campionatore FAI Hydra dopo salvataggio dei parametri del ciclo di campionamento.

Al completamento di questi passaggi lo strumento si avvierà e sullo schermo a cristalli liquidi apparirà la scritta DELAY (Figura 10).



Figura 10 - Indicazione dello stato di attesa di inizio del primo campionamento dopo salvataggio delle impostazioni del nuovo ciclo di campionamento.

N.B. Tra un campionamento e l'altro lo strumento si troverà sempre in WAITING ovvero in attesa di iniziare il prossimo campionamento, mentre durante le operazioni vere e proprie di campionamento sullo schermo apparirà la scritta SAMPLING (Figura 11).



Figura 11 - Esempio di indicazione dello stato di campionamento sullo schermo del campionatore FAI Hydra.

d) CAMBIO CARICATORE CON FILTRI NUOVI E RECUPERO SCARICATORE FILTRI CAMPIONATI

Le impostazioni inserite come dalle precedenti indicazioni continuano ad essere valide ed eseguite dallo strumento in modo indefinito purché siano sempre presenti nuovi filtri da campionare e sia possibile disporre i filtri campionati all'interno del tubo di scarico. L'operatore può quindi inserire nuovi filtri da campionare predisponendo un secondo tubo di carico in sostituzione di quello già esaurito e contestualmente recuperando i filtri già campionati nel tubo di scarico sostituendo man mano quello pieno con uno completamente vuoto.

Si raccomanda di effettuare le seguenti operazioni sempre e solo tra un campionamento e l'altro ovvero mentre lo strumento si trova in uno stato di attesa (Status: WAITING).

Per il tubo di carico:

- assicurarsi che nel tubo di carico non siano presenti filtri ancora da campionare;
- afferrare il tubo e ruotarlo in senso antiorario fino a liberarlo da suo alloggiamento;
- sollevare verso l'alto e rimuovere il tubo vuoto;
- prendere il tubo di carico con i nuovi filtri ed inserirlo nell'alloggiamento appena liberato;
- ruotare il tubo in senso orario fino a fine corsa (di norma, ma non sempre, si deve sentire un “clack” ad indicare la corretta corrispondenza tra il tubo appena inserito e i sistemi meccanici sottostanti, e comunque la spia LOCKED (Figura 2) deve essere verde).

Per il tubo di scarico:

- afferrare il tubo di scarico, ruotarlo in senso antiorario e rimuoverlo dal suo alloggiamento;
- chiudere la base del tubo di scarico con un foglio di alluminio o con un disco di plastica in modo da evitare contaminazione dei campioni raccolti;
- inserire il nuovo tubo di scarico vuoto e ruotare in senso orario fino a fine corsa (di norma, ma non sempre, si deve sentire un “clack” ad indicare la corretta corrispondenza tra il tubo appena inserito e i sistemi meccanici sottostanti, e comunque la spia LOCKED (Figura 2) deve essere verde).

e) ARRESTO FORZATO DEL CAMPIONAMENTO

In caso di necessità lo strumento permette di arrestare la procedura di campionamento impostata. Questa operazione dovrebbe essere quanto più possibile evitata al fine di evitare la perdita dei dati di campionamento e lo scarico di filtri non campionati (questo passaggio potrebbe portare ad un disallineamento delle due sequenze di filtri posti a campionare e un accorciamento del tempo utile di campionamento dato da un minor numero di filtri a disposizione nel tubo di carico).

Durante il periodo di attesa tra un campionamento e l'altro premendo il tasto ENTER si entra nel menu delle operazioni permesse. La prima selezione del menu principale riporta la possibilità di interrompere o terminare la sequenza di campionamento (Figura 12); premere quindi ENTER per entrare nel sotto menu della selezione “Stop/Abort”.



Figura 12 - Menu principale selezionabile mentre lo strumento si trova in fase di attesa.

Una volta entrati nel menu Stop/Abort selezionare con le frecce di selezione il sotto menu “Abort” (Figura 13), quindi premere il tasto ENTER. Anche in questo caso lo strumento chiede conferma della selezione chiedendo di premere e tenere premuto il tasto ENTER (Figura 14). La corretta esecuzione del comando viene confermata da un segnale sonoro e viene avviata la procedura di interruzione del ciclo di campionamento (Figura 15). Nel corso di questa procedura lo strumento esegue una sequenza di operazioni predefinite per poter rimuovere tutti i filtri non campionati eventualmente presenti sul disco interno di movimentazione dei filtri. Questi filtri saranno scaricati e non più utilizzabili per successivi campionamenti. Al termine della procedura di interruzione lo strumento si ritroverà nello stato iniziale e pronto a ricevere nuove impostazioni.



Figura 13 - Selezione del sotto menu di terminazione del ciclo di campionamento.



Figura 14 - Richiesta di conferma della procedura di interruzione del ciclo di campionamento.

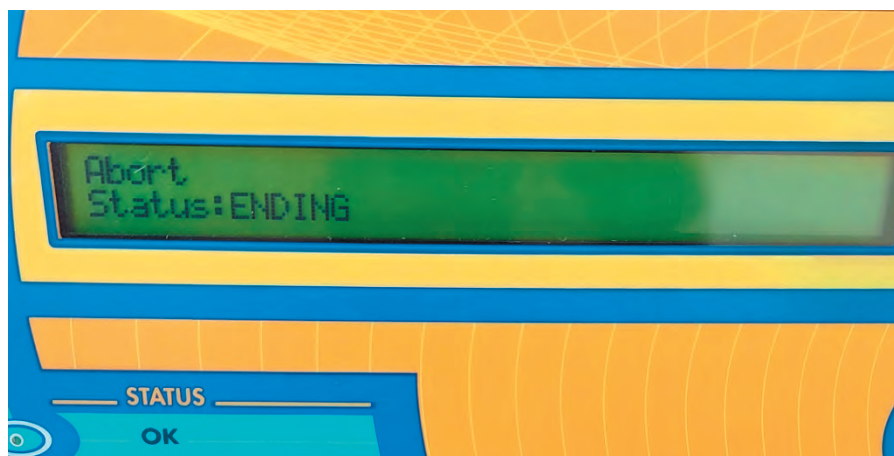


Figura 15 - La procedura di interruzione procede secondo una sequenza di interruzione predefinita che prevede lo scarico dei filtri eventualmente presenti sul piatto di campionamento.

f) CONSERVAZIONE E TRASPORTO DEI CAMPIONI

Una volta rimosso il tubo di scarico contenente i filtri campionati, utilizzare il coperchio di plastica rivestito di alluminio messo a protezione dei tubi di scarico e carico dei filtri da sostituire, e se disponibile utilizzare della pellicola di Parafilm® per chiudere e bloccare il coperchio alla base del tubo di scarico. Chiudere con alluminio e Parafilm® anche il tappo superiore del tubo di scarico e accertarsi che il tubo e quindi i filtri siano sempre mantenuti in posizione verticale. Inserire quindi il tubo così chiuso in un sacchetto “gelo” e possibilmente spedire / consegnare il tutto al laboratorio per le analisi chimiche. Qualora non fosse possibile procedere tempestivamente alla spedizione / consegna, per minimizzare la perdita di composti semivolatili e la formazione di artefatti il tubo di scarico contenente i filtri va conservato a temperatura al di sotto di 5°C (comunque per un massimo di due settimane) e inviato il prima possibile al laboratorio per le analisi.

5. Campionamento degli ossidi di ozoto, dei parametri meteo e delle foto panoramiche

L'analizzatore di gas misura la concentrazione in atmosfera di ossidi di azoto, (NO, NO₂ e NO_x), in continuo, in modo autonomo. I dati vengono scaricati collegando un pc all'analizzatore, attraverso software dedicato, anche da remoto.

La centralina meteo comprende: anemometro, pirometro, termo-igrometro, pluviometro, barometro; i dati vengono raccolti dalla strumentazione in continuo, in modo autonomo e scaricati in un ftp, dal quale l'operatore abilitato può eseguire il download ed il salvataggio del database.

La telecamera panoramica punta in una direzione presa a riferimento per la definizione della visibilità a lunga distanza. La fotocamera è programmata per attivarsi in modo autonomo ogni 3 giorni in concomitanza con il campionamento effettuato dagli strumenti FAI HYDRA, con uno scatto ogni 5 minuti nel corso del dì. Le fotografie vengono scaricate in un ftp, dal quale l'operatore abilitato può eseguire il download ed il salvataggio delle immagini.

BIBLIOGRAFIA ESSENZIALE

Malm W.C., 1999. Introduction to visibility. ISSN 0737-5352-40.

Malm W.C., Sisler J.F., Huffman D., Eldred R.A. and Cahill T.A., 1994. Spatial and seasonal trends in particle concentration and optical extinction in the United States. J. Geophys.Res. 99:1347-1370.



1.2. Condizioni della biodiversità

1.2.1. Vegetazione erbacea, arbustiva e arborea

Il rilievo della diversità della vegetazione erbacea

Sampling of ground vegetation diversity

Roberto Canullo, Marco Cervellini, Giandiego Campetella, Stefano Chelli

Corresponding author: Prof. Roberto Canullo roberto.canullo@unicam.it

Università degli Studi di Camerino – UNICAM

**Scuola di Bioscienze e Medicina Veterinaria,
S.O. Biodiversità Vegetale e Gestione degli Ecosistemi**

**Centro Interuniversitario per la Biodiversità Vegetale Big Data
PLANT DATA - Alma Mater Studiorum**

A - INSTALLAZIONE/ATTREZZATURA DELLE AREE

Le indicazioni del presente manuale riguardano i rilevamenti in campo della componente vegetale dei sistemi forestali nel 2023 e 2024. La base internazionalmente riconosciuta risiede nelle raccomandazioni tecniche dell'Expert Panel on Biodiversity and Ground Vegetation del Programma di Cooperazione Internazionale per la Valutazione e il Monitoraggio degli Effetti dell'Inquinamento Atmosferico sulle Foreste (EUN\UN\ECOE CLRTAP - ICP Forests) ed i relativi Manuali che riguardano disegno sperimentale, standard comuni, variabili, metodi, tecniche e gestione dati, includendo le linee-guida per l'intercalibrazione degli operatori (Canullo et al, 2020; Canullo et al 2005).

Nell'ambito dei progetti di monitoraggio CONECOFOR legati a queste tematiche, il coordinamento UNICAM è responsabile delle attività relative alla stima della biodiversità vegetale negli ecosistemi forestali, dall'inizio della loro introduzione in ICP Forests (cf. Canullo et al 2012).

Considerare interamente la componente vegetale significa completare il valore del Criterio 4 per la Gestione Forestale Sostenibile (mantenimento, conservazione e adeguato miglioramento della diversità biologica negli ecosistemi forestali, in genere ridotto al solo popolamento arboreo) sia come contributo alla valutazione dello stato e del dinamismo dei sistemi forestali, sia come fattore di risposta alle variazioni che li interessano (Canullo et al 2013). Le informazioni relative alla diversità vegetale contribuiscono a rispondere alla richiesta istituzionale di rapporti tecnico-scientifici (Direttiva NEC, Natura 2000, ICP Forests e ICP collegati), alle relazioni sullo stato dell'ambiente e delle risorse forestali, anche a carattere amministrativo e locale, ecc.

La programmazione dei rilevamenti 2023-2024 si radica nell'attuazione da parte del nostro Paese (D.Lgs. 81/2018) della Direttiva UE 2016/2284, che riguarda la riduzione delle emissioni nazionali degli inquinanti atmosferici (National Emission Ceiling: NEC). La direttiva prevede che gli Stati membri provvedano al "monitoraggio degli impatti negativi dell'inquinamento atmosferico sugli ecosistemi" in base a una rete di siti di monitoraggio apposita e utilizzando indicatori associati.

Per contribuire all'adempimento di questi impegni, un decreto del Ministro dell'Ambiente (319/2018) disciplina e istituisce la rete di monitoraggio "Rete NEC Italia" (4 siti lacustri ICP Waters e 6 siti terrestri ICP Forests) coordinata e gestita dal CUFA (Comando Unità Forestali, Ambientali e Agroalimentari Carabinieri) che apporta l'esperienza quasi quarantennale della Rete CONECOFOR. Si specificano anche gli indicatori per la biodiversità vegetale, raccolti a frequenza annuale: "densità specie (presenza, abbondanza), indicatori ecologici, specie aliene, ecc." (Papitto et al 2021).

Con il progetto LIFE20 GIE/IT/000091 "new MONitoring system to Detect the Effects of Reduced pollutants emissions resulting from NEC Directive adoption - MODERn(NEC)" il CUFA e i Partner, secondo le specifiche competenze, intendono rendere la Rete più efficiente in termini di siti ed indicatori.

Il presente manuale risponde agli scopi del progetto per i nuovi indicatori selezionati e definiti dall'Azione B2, da introdurre e testare in campo con l'Azione B3.

Per quanto riguarda la componente vegetale, si considera in partenza la "densità specifica locale" dell'intera fitocenosi forestale, in quanto aspetto rilevante, relativamente semplice, comparabile, idoneo a valutare la diversità a diverse scale e nel tempo, e stimare la ricchezza specifica. Un disegno sperimentale standardizzato permette una corretta analisi della diversità e dello stato dinamico del sistema.

Questo Manuale è concepito per raccogliere dati relativi agli aspetti essenziali della diversità a livello specifico (cfr. Magurran e McGill 2010; Ferretti et al 2006):

- organismi vegetali (riassunti nel concetto taxa) espressi in valore assoluto (ricchezza) e valore relativo (densità per unità di superficie);
- abbondanza relativa (tipicamente copertura, o anche frequenza).

L'indicatore Functional groups (rif. Tichý et al 2023) si calcherà su queste basi.

Il Manuale disciplina anche la raccolta dati nel sottobosco per altri indicatori:

- Compositional Diversity: Presenza/Assenza di taxa vascolari, a scala fine;
- Specific Leaf Area: Relazione tra superficie fogliare e massa fogliare secca.

Al Manuale sono infine allegate semplici linee guida per una rapida acquisizione di immagini (ALLEGATO I).

Il Progetto MODERn(NEC), dopo la selezione di siti ed indicatori, per la componente vegetale prevede due campagne di rilevamento 2023-2024 da svolgere in 10 siti forestali (internamente ed esternamente alla recinzione, ove presente¹) in corrispondenza delle seguenti aree permanenti di monitoraggio (APM) della rete di Livello II CONECOFOR - ICP Forests:

01ABR1	Selva Piana (AQ)
03CAL1	Piano Limina (RC)
05EMI1	Carrega (PR)
09LAZ1	Monte Rufeno (VT)
12PIE1	Val Sessera (BI)
14SAR1	Marganai (CI)
20VEN1	Pian di Cansiglio (BL)
25TOS2	Cala Violina (GR)
27BOL1	Passo del Renon (BZ)
31VEN2	Bosco Fontana (MN).

Il presente manuale di campo riguarda esclusivamente la diversità vegetale terricola (su suolo minerale) e comprende tutte le fasi di lavoro fino alla consegna di materiali e dati.

NOTE E RACCOMANDAZIONI GENERALI

L'adozione del presente manuale di campo è vincolante per i rilevatori e gli operatori a vario titolo contrattualizzati: definisce le modalità di esecuzione di quanto previsto dai rapporti contrattuali ed è riferimento incontrovertibile per il collaudo delle procedure e l'applicazione di eventuali penali.

Sui dati è fatto obbligo di mantenere la massima riservatezza nei confronti di qualsiasi soggetto, anche a titolo scientifico o divulgativo. Eventuali richieste di utilizzo dei dati, preventivamente documentate al Coordinamento UNICAM e da esso valutate, devono essere autorizzate dal CUFA (Ufficio studi e ricerche).

¹ Nel caso di plot recintati, il Manuale ICP Forests prevede di replicare i rilevamenti nella circostante area *buffer* non recintata (Canullo et al 2020).

In questo manuale, i casi particolari descritti nei vari paragrafi, oltre a interpretare in modo perentorio il caso in sé, devono essere considerati per i criteri che definiscono o suggeriscono.

Qualsiasi altro caso analogo che si presentasse dovrà dunque essere interpretato dai rilevatori utilizzando i criteri già presenti nel manuale. Per l'applicazione di tali criteri, si usa il concetto di "evidenza"; solo i casi di difficile evidenza sono stati codificati per convenzione nel manuale.

INDICAZIONI OPERATIVE GENERALI

La responsabilità professionale dei rilevatori è decisiva per le scelte che si opereranno nella squadra, nel rispetto del protocollo, delle indicazioni e delle tempistiche (determinate dall'"esaustività" dell'esplorazione e dall'efficienza nella giornata lavorativa).

In particolare, si deve ricordare che:

si opera a scala di sottobosco, ripetendo osservazioni sul medesimo oggetto piuttosto fragile; accuratezza ("corrispondenza" al vero) e precisione ("convergenza" delle stime) sono essenziali al rilevamento ed oggetto del processo di qualità; la correttezza delle operazioni determina la validazione dei dati a chiusura del contratto, e contribuisce alla comparabilità delle serie storiche.

Avvertenze per la riduzione degli impatti

Le APM sono oggetto di operazioni continue ad opera di diversi gruppi di ricerca ed operatori CONECOFOR, con sistemi di raccolta dati o punti di prelievo non sempre evidenti. Si raccomanda la massima (reciproca) attenzione verso il lavoro altrui, scambiando informazioni su qualsiasi attività interna attraverso i responsabili locali CUFA indicati dal Coordinamento UNICAM.

Si raccomanda di contenere il proprio impatto (es.: non spostare piante fuori dai limiti posizionando i nastri o esplorando l'area precocemente).

Si abbia la massima cautela in tutte le operazioni di rilevamento, riducendo imperizie e distrazioni (pianificare, semplificare, rendere più naturale possibile ogni azione). Di tutto ciò si è tenuto conto anche nel valutare i tempi di realizzazione: la fretta è nemica della precisione e della riduzione del disturbo.

Ringraziamenti

Ai responsabili CUFA e al personale coinvolto nella gestione delle aree di monitoraggio (APM CONECOFOR - Siti NEC Italia) per la collaborazione e il supporto ai rilevatori prima e durante le campagne di rilevamento della diversità vegetale.

Senza la disponibilità fattiva di queste persone, pur nel quadro strutturale dovuto per appartenenza all'Ente coordinatore, sarebbe difficilmente concepibile e portare a termine un lavoro così complesso e stimolante.

Ai rilevatori, professionisti esperti di volta in volta selezionati, ed ai collaboratori, studenti e ricercatori di UNICAM, fin dai primi tentativi nel 1986: lo stesso Manuale "vive" del loro contributo e coinvolgimento, non potendo ridurre questo tipo di studi in campo ad una mera esecuzione strumentale.

Ai colleghi dei Partner del progetto MODERN(NEC) per la condivisione operativa e degli obiettivi di lungo termine, allo staff tecnico-amministrativo del Progetto e di UNICAM per il supporto attivo.

Al personale del Reparto Carabinieri Biodiversità Follonica, della Riserva Naturale Statale "Marsiliana", alla squadra toscana di monitoraggio CONECOFOR, così come agli studenti UNICAM e PCTO IIS "Galilei" (Jesi): supporto indispensabile e stimolo prezioso, dal corso di addestramento e intercalibrazione e in diverse fasi del lavoro.

A Maria-Cristina Allegrini, nel decimo anno dalla scomparsa, grati di averla avuta amica e collaboratrice in questa lunga strada.

Sono stati definiti alcuni accorgimenti:

- nell'APM non verrà effettuata alcuna raccolta di campioni di piante: si dovranno ricercare i campioni fuori dal sistema recintato e della zona buffer esterna, e/o si realizzeranno fotografie adeguate e opportune descrizioni;
- nell'APM potranno essere prelevati, solo in estrema necessità, ridottissimi campioni di muschi o licheni (alcuni cauloidi, mai l'intero cuscinetto; nel caso si rinvenissero soltanto singole presenze si procede come al punto 1);
- l'accesso al sistema di SU seguirà le vie più agevoli (ad es.: in quota, evitando intrichi o scarpate, diversificando i percorsi specialmente nelle aree piane, ecc.) salvo indicazioni specifiche; si consideri che la sequenza di rilevamento del piano di lavoro è concepita per minimizzare il disturbo;
- non si effettueranno rilevamenti dopo intense precipitazioni, attendendo un numero di giorni sufficiente al ripristino delle condizioni normali, in accordo col personale di riferimento CUFA che è stato comunicato;
- i rilevatori, prima di entrare nell'APM, si accerteranno di non veicolare propaguli (su calzature e indumenti).

SCHEMA OPERATIVO

Le attività a carico di ciascuna squadra di rilevamento consistono nelle seguenti azioni tassative e vincolanti per il rapporto a vario titolo contrattuale:

- STUDIO E APPLICAZIONE DEL MANUALE DI CAMPO
- CONTATTI CON I RIFERIMENTI CUFA FORNITI (IN ANTICIPO: informazioni stato fenologico, condizioni dell'APM, definizione periodo rilevamento, ecc.)
- PREPARAZIONE DEI MATERIALI NECESSARI
- COMUNICAZIONE INIZIO LAVORI DI CAMPO AL COORDINAMENTO UNICAM
- INIZIO LAVORI NELLA APM SECONDO I PROTOCOLLI DESCRITTI PER TUTTE LE FASI
- COMUNICAZIONE FINE LAVORI DI CAMPO AL COORDINAMENTO UNICAM
- INFORMATIZZAZIONE DATI, PDF SCHEDE DI CAMPO, RELAZIONE FINALE FIRMATA
- TRASFERIMENTO DATI (online o postale, secondo INDICAZIONI DEL MANUALE e in ACCORDO CON IL COORDINAMENTO UNICAM)
- SPEDIZIONE CAMPIONI, DOCUMENTAZIONE E MATERIALI RICHIESTI

PERIODO DI RILEVAMENTO

Deve corrispondere all'intervallo di massimo vegetativo in termini di ricoprimento generale e di probabilità di trovare il maggior numero di specie (verificare anche con i responsabili CUFA dell'area, che vanno comunque contattati per concordare i tempi di rilevamento).

ASSEGNAZIONE DEI TAXA (determinazione delle specie)

Le specie vascolari vanno riportate esclusivamente secondo la Flora d'Italia di Pignatti (1982)².

² Flore locali, *checklist*, o monografie si possono naturalmente usare in campo quando necessario. Il caso deve essere riportato tassativamente per le specie "interessate" nella Relazione finale con riferimento eventuale alle annotazioni delle schede. Il binomio dovrà comunque essere riportato nelle schede secondo Pignatti 1982. Eventuali problematiche, sottospecie o altro, possono/deverono essere specificate nelle annotazioni.

Briofite e Licheni vanno riportati secondo le considerazioni e i riferimenti forniti in ALLEGATO III.

Si deve porre particolare attenzione al riconoscimento delle specie in stato fenologico precoce o tardivo e alle plantule (vedi riferimento in ALLEGATO III).

Si ammette solo il livello Genere e specie.

L'identificazione di ciascuna entità tassonomica deve giungere almeno al livello di Genere (riportando per la specie l'abbreviazione "sp.").

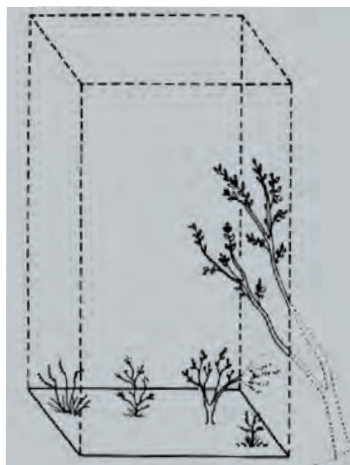
In caso contrario i dati dovranno essere registrati esclusivamente nello spazio delle annotazioni (es.: graminoide, con ricoprimento, riferimento a foto, ecc.) ed in seguito riportati nella Relazione Finale, identificando almeno la Famiglia, e con l'impegno a determinare la specie al più presto.

NB - Tali annotazioni potranno essere riportate, al momento della compilazione del file Excel (CopS, vedi sezione 5.1.2a), soltanto in righe che abbiano almeno il livello di Genere associato all'entità tassonomica.

La stessa condizione vale per le specie registrate con attribuzione provvisoria presenti nella medesima APM e, ancor più, presenti nella stessa SU³.

Documentazione e campioni ed exsiccati dovranno essere inviati al coordinamento UNICAM (sezione 5.2.1) corredati della codifica provvisoria usata nelle schede di campo, data, Sito/APM, SU, nomi dei rilevatori. Eventuali immagini di supporto andranno fornite come indicato nel Cap. 5).

STIMA DEL RICOPRIMENTO E ABBONDANZA SPECIFICA



Le coperture di cui si richiede la valutazione vanno intese come proiezione al suolo di tutte le parti vive (funzionali) degli organismi, all'interno del volume definito dalla superficie dell'area di rilevamento e dall'altezza specificata.

ESECUZIONE DEL RILEVAMENTO

Si svolgerà all'interno ed all'esterno dell'APM seguendo il sistema sperimentale UNICAM, installato dal personale CUFA locale (ALLEGATO II).

Superficie e volume che definisce il rilevamento delle parti funzionali delle piante.

³ Specie dubbie, attribuzioni provvisorie a gruppi, specie affini devono risultare distinte e ben evidenziate; si riporteranno nelle schede le consuete notazioni (sp., aggr., spp, cfr., s.l., s.s., ecc.); l'identificazione corretta sarà inviata al più presto al coordinamento UNICAM supportata da letteratura, campioni o foto. Se resta aperta la possibilità che più entità provvisorie, coesistenti nella stessa SU, possano confluire in una unica entità, è necessario riportare nelle annotazioni anche la loro copertura complessiva, per poter integrare il rilevamento una volta chiarita l'attribuzione. Es.: *Carex digitata* e *Carex* cfr. *digitata* risulteranno distinte fino all'identificazione definitiva e nelle annotazioni si riporterà la copertura complessiva *Carex digitata* + *C. cfr. digitata*; *Carex* sp.1 e *Carex* sp.2 rilevate nella stessa APM si distingueranno forzatamente usando "cfr." o altro (es.: *Carex* cfr. *leporina*, *C. fusca* p.p. Autore; e così via). La relazione finale è il momento adeguato per approfondire.

La coppia di rilevatori deve operare contestualmente in ogni SU, facendo attenzione alla corretta sequenza sul campo, come numerate in ALLEGATO II. Durante il rilevamento (alternandosi) uno dei due componenti della squadra “chiamerà” la sequenza corretta di operazioni e dati da rilevare per ogni SU, evitando ogni inutile calpestio.

La registrazione delle variabili e delle osservazioni deve essere riportata esclusivamente sulle schede⁴ (incluse nel manuale in 1.2.7, 1.3.7, 2.2.4) con matita a punta morbida. Seguire tassativamente l'ordine dato dal piano di lavoro in seguito dettagliato.

Si ricorda che, al termine del rilevamento di una SU, i rilevatori esploreranno sistematicamente l'area alla ricerca di ulteriori nuove specie (in modo completo per tutti gli strati) assegnando al momento gli attributi di abbondanza nello strato di appartenenza.

MATERIALI E STRUMENTAZIONE

Ciascuna squadra di rilevatori dovrà munirsi degli strumenti necessari alla corretta esecuzione del lavoro in campo per tutte le sue fasi:

- Manuale di campo (con mappe APM e schede di rilevamento in campo!).
- Documentazione e strumenti per riconoscimento specie (lenti).
- Matita a punta morbida da HB a B2, temperamatite (evitare la gomma).
- Pennarelli indelebili waterproof.
- Rotoli di nastro plastico segnaletico o altro materiale idoneo alla “materializzazione” delle SU (>40m lineari).
- Una rotella metrica da 100m (o due da 50 m).
- Metro di legno pieghevole da 2m, a scatto (giunzioni con rivetti incassati).
- Bastoncini (tipo per spiedini).
- Riferimenti o strumenti per stabilire la soglia di altezza a 5m.
- Apparecchio fotografico digitale (camera, smartphone).
- Sacchetti di plastica, buste di carta e materiali per raccogliere esemplari da identificare (esternamente alle aree di studio!).
- Binocolo, bussola, lente da campo.
- Forbici, carta assorbente, spruzzatore acqua, buste da frigo grandi.
- Borsa termica e panetti refrigeranti.
- Scanner e fogli di plastica trasparente (entrambi per formato A4).

⁴ Compilare correttamente l'intestazione della scheda di rilevamento: ID del Plot (nnABCn, es. 01ABR1); data (gg/mm/aa); nome dei Rilevatori; recinzione (interno o esterno); stagione (EST); esposizione predominante (combinazioni di massimo tre sigle, es.: NNE, O, SE, ecc.); inclinazione (precisione 5°); barrare il numero della SU che si sta rilevando (ALLEGATO II).

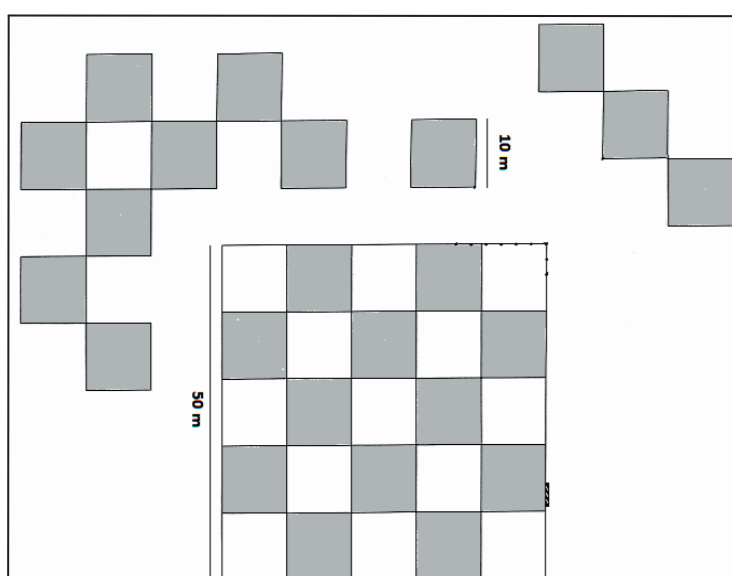
Usare matite a punta morbida: (HB) B-2B. Apportare correzioni inserendo o cancellando con un tratto e mai usando la gomma o annerendo: si devono vedere i ripensamenti (non si fa la conta degli errori da imputare!).

B - OPERAZIONI DI CAMPIONAMENTO/MISURA/VALUTAZIONE

1. Specie e Copertura vegetale 10m x 10m (complessiva e specifica stratificata)

Il disegno sperimentale per il rilevamento della diversità vegetale a scala di fitocenosi comprende osservazioni in unità di campionamento relativamente estese (d'ora in avanti SU - Sampling Unit) con accuratezza media nella stima dell'abbondanza (copertura) e censimento della maggior parte delle specie.

I rilevamenti saranno effettuati utilizzando l'infrastruttura preinstallata con disegno di campionamento sistematico, su un reticolo di quadrati fissi (SU) da 100m² ciascuno pari a 12 SU di 10m x 10m all'interno, e 12 SU di 10m x 10m all'esterno di ogni area recintata (Plot 50m x 50m) distribuite variamente nell'area di rispetto (buffer).



Schema esemplificativo dei sistemi di campionamento interno alla recinzione ed esterno (nella cintura buffer). Le SU oggetto di rilevamento sono ombreggiate.

I rilevamenti da condurre in ciascuna SU comprendono: la redazione di una lista delle entità vegetali terricole presenti, la stima dell'abbondanza totale (copertura complessiva e stratificata fino a suolo nudo e lettiera) e relativa (copertura delle singole specie per ciascuno strato), una stima dello sviluppo verticale dei diversi strati.

Le mappe per ciascuno dei siti NEC Italia sono riportate in ALLEGATO II.

1.1. Variabili oggetto di rilevamento

La tabella seguente elenca le variabili per ciascuna delle quali il presente Manuale di Campo specifica definizioni, metodi, tecniche di rilevamento, misurazione o stima, con le relative procedure, per rappresentare gli aspetti della diversità vegetale a livello della fitocenosi.

Sampling Unit (SU)	Variabile (unità di misura o codici)	12SU interne (IN) / 12SU esterne (OUT) alla recinzione
100m-2 10mx10 m	Copertura complessiva: superficie di proiezione al suolo, ricoprimento percentuale rispetto alla SU (%)	IN & OUT
	Altezza media strato arboreo: stima visiva nella SU (m)	IN & OUT
	Copertura dello strato arboreo: superficie di proiezione al suolo, ricoprimento percentuale rispetto alla SU (%)	IN & OUT
	Altezza media strato arbustivo: stima visiva nella SU (m)	IN & OUT
	Copertura dello strato arbustivo: superficie di proiezione al suolo, ricoprimento percentuale rispetto alla SU (%)	IN & OUT
	Altezza media strato erbaceo: stima visiva nella SU (m)	IN & OUT
	Copertura dello strato erbaceo: superficie di proiezione al suolo, ricoprimento percentuale rispetto alla SU (%)	IN & OUT
	Copertura dello strato muscinale: superficie di proiezione al suolo, ricoprimento percentuale rispetto alla SU (%)	IN & OUT
	Copertura del suolo nudo: superficie di proiezione al suolo, ricoprimento percentuale rispetto alla SU (%)	IN & OUT
	Copertura della lettiera: superficie di proiezione al suolo, ricoprimento percentuale rispetto alla SU (%)	IN & OUT
	Presenza delle specie vascolari, briofitiche, licheniche terricole su suolo minerale: identità tassonomica, binomio linneano	IN & OUT
	Strato verticale di appartenenza di ciascuna specie (codice, 1-4)	IN & OUT
	Copertura specifica per strato: superficie di proiezione al suolo rispetto all'area della SU (scala Braun-Blanquet: r, +, 1, 2, 3, 4, 5)	IN & OUT
	Documentazione fotografica: protocollo rapido aggiuntivo per acquisizione immagini standard	IN

NB: I casi particolari descritti nei vari paragrafi devono essere interpretati sia in modo formale perentorio per il caso in sé, sia per i criteri che introducono.

Qualsiasi altro caso particolare che si presentasse dovrà essere interpretato dai rilevatori utilizzando i criteri già presenti nel manuale, o in analogia.

Per l'applicazione dei criteri, vale il concetto di "evidenza": solo in mancanza di evidenze possibili, alcuni casi nel manuale sono stati codificati per convenzione.

1.2. Rilevamenti sistema esterno ai Plot recintati

ATTENZIONE: si parte dalle SU nel sistema esterno (ALLEGATO II)

1.2.1. Oggetto del campionamento e entità biologiche

Gli organismi oggetto di osservazione sono specie vascolari, briofitiche e licheniche terricole (che vegetano su suolo minerale, plantule incluse).

Le piante su rocce, legno morto, ceppaie, piedi d'albero, radici superficiali, ecc. sono da rilevare solo nel caso in cui crescano su uno strato di humus\suolo (altrimenti si includerebbero erroneamente organismi propri di altro substrato, come quelli epilitici o epifitici).

Si registreranno tutte le strutture vive che insistono nella SU, anche se radicate all'esterno.

Per quanto riguarda la determinazione tassonomica (che sarà riportata secondo Pignatti, 1982) si RIMANDA alle indicazioni riportate nel precedente paragrafo) ASSEGNAZIONE DEI TAXA.

Si ricordi che, anche ove non sia possibile andare oltre il Genere, la distinzione delle singole specie deve essere comunque garantita mediante attribuzioni e notazioni provvisorie. Qualora grazie ai campioni o alle immagini, tali specie provvisorie fossero risolte al punto cui si può arrivare, la determinazione è riportata nella scheda di campo, cancellando con un tratto la precedente denominazione provvisoria.

NB: Nei casi in cui l'identificazione non fosse possibile, anche esplorando i dintorni, la pianta sarà rilevata con una notazione convenzionale, almeno al Genere, riportando il caso anche nelle annotazioni; va riportato solo nelle annotazioni il caso di un organismo di cui non si determinasse neppure il Genere. In ogni caso avendo cura di far pervenire tutta la documentazione e gli eventuali campioni al coordinamento UNICAM (cfr. riferimenti, sezione 5.2.1).

Oggetto di osservazione sono anche il ricoprimento della vegetazione complessivo e dei diversi strati verticali (con valutazione dell'altezza media), oltre a lettiera e suolo nudo.

Per ciascuna specie è stimata visivamente anche la copertura specifica relativa, indicando ogni volta lo strato cui appartiene.

1.2.2. Sequenza e procedure di rilevamento

Il sistema esterno al Plot recintato è posizionato in uno o più settori dell'area di rispetto (o buffer), il più possibile omogenei all'APM nel suo complesso; l'individuazione e la numerazione delle 12 SU esterne è riferita agli schemi adottati dal 1999 (ALLEGATO II) e delimitata da paletti ai vertici.

I rilevatori effettueranno tutte le operazioni contestualmente in coppia, in modo da garantire una interpretazione condivisa, seguendo il protocollo.

Per evitare il calpestio, inizialmente un membro della squadra, alternandosi all'altro, rimarrà all'esterno della SU e "chiamerà" la sequenza corretta delle operazioni e delle variabili da rilevare, controllando il processo e registrando valori e osservazioni nella scheda di campo inclusa a fine capitolo.

In caso di pendenza, è decisamente opportuno iniziare i rilevamenti a partire dalle SU poste a

valle, risalendo l'APM, e ponendo estrema attenzione alla corretta numerazione delle SU (vedi ALLEGATO II).

Il lavoro si svolgerà, dopo aver materializzato il perimetro della SU con un nastro o altro materiale idoneo, nell'ordine e nei modi di seguito precisati.

1.2.3. Stima di copertura complessiva, lettiera e suolo nudo nel sistema di rilevamento esterno

Si inizia procedendo alla stima di queste coperture in percentuale (con risoluzione accettata all'unità) restando al centro della SU, registrando i dati nell'apposita sezione superiore della scheda.

1.2.3a) Ricoprimento complessivo della vegetazione

Si intende la percentuale di suolo ricoperto dalla proiezione di tutte le parti vive (funzionali: foglie, tronchi, rami, plantule) di tutta la vegetazione.

La copertura complessiva della vegetazione può essere = 100%.

1.2.3b) Ricoprimento di lettiera e suolo nudo

Queste categorie devono essere stimate come percentuale di suolo occupato da veri e propri "strati", e riportate nella scheda:

- la copertura della lettiera (effettiva superficie ricoperta dalla lettiera composta da foglie, fiori, frutti a terra e da legno morto inclusi tronchi, rami e ceppi) deve essere valutata anche quando si trova al di sotto di piante erbacee, arbusti o alberi;
- la copertura del suolo nudo si considera come l'effettiva superficie visibile di suolo minerale, detrito, pietre e roccia (include le eventuali radici superficiali degli alberi).

Per un minimo di verifica, si può assumere che:

- la lettiera non comprende il piede degli alberi; quindi, dovrà essere sempre <100%;
- nessuna somma di percentuali potrà essere assunta a priori = 100;
- la sommatoria della copertura complessiva con quelle di lettiera, muschi, suolo nudo sarà probabilmente > 100.

1.2.4. Stima dell'altezza media e della copertura dei singoli strati nel sistema di rilevamento esterno

Avvertimenti per la definizione e il rilevamento dei diversi strati.

Prestare massima attenzione agli standard che definiscono la stratificazione verticale del sistema, riassunti nella seguente tabella, con i relativi codici:

COD strato	descrizione	definizione
1	arboreo (legnose + liane e rampicanti di pertinenza)	$h > 5 \text{ m}$
2	arbustivo (legnose + liane e rampicanti di pertinenza)	$0,5 < h \leq 5 \text{ m}$
3	erbaceo (tutte le erbacee e felci; legnose solo $h \leq 0,5\text{m}$)	$h \leq 0,5 \text{ m}$
4	muscinale (briofite terricole e licheni terricoli)	su suolo minerale

NB: I polloni di una ceppaia possono risultare stratificati e, pertanto, un tronco dominante può ricadere nello strato arboreo, mentre alcuni polloni dominati potrebbero essere presenti nello strato arbustivo o erbaceo. Questi casi possono essere valutati utilizzando il criterio strutture dominanti e dominate: si valuta se la struttura dominata sia potenzialmente indipendente dalla struttura dominante (sopravvivrebbe alla morte di quest'ultima?); in tal caso ciascuna struttura si include nello strato pertinente.

NB: La copertura dei tronchi non va ripartita tra gli strati che attraversano ma attribuita allo strato dominante che viene registrato, la cui chioma porta con sé tronco, rami e polloni dipendenti (vedi sopra).

NB: Una rampicante contribuisce alla copertura degli strati che attraversa, inclusi rovi (*Rubus*) e rose (*Rosa*) o altri casi a comportamento analogo (*Hedera helix* al suolo si deve considerare nello strato erbaceo, anche se una sua derivazione fosse rampicante, e così per analogia. Le specie di *Ruscus*, rizomatose con ramet epigei a carattere erbaceo, si considerano come erbacee).

NB: Briofite e licheni su rocce o su tronchi in decomposizione vanno considerati solo se formano uno strato sopra il quale cresce qualche pianta superiore, segnalandolo in nota. In questo caso sia le crittogame che le vascolari andranno opportunamente rilevate.

1.2.4a) Stima di altezza media e copertura complessiva dello strato arboreo

Procedere alla stima della copertura in % (risoluzione all'unità) restando al centro della SU, evitando al massimo il calpestio.

Per copertura dello strato arboreo si intende la percentuale di suolo ricoperto dalla proiezione di tutte le parti vive (funzionali: foglie, tronchi, rami) degli individui di specie legnose che ricadono, secondo la chioma dominante, nello strato $h > 5$ m, con le rispettive liane e rampicanti.

Per altezza media si intende quella stimata visivamente per lo strato arboreo che possa rispecchiare la SU.

NB: La definizione del limite di 5m è molto rilevante, trattandosi della soglia di distinzione rispetto allo strato arbustivo; non sarà difficile, aiutandosi con strumenti o l'aiuto di misure note, avere dei riferimenti certi nelle SU.

1.2.4b) Stima di altezza media e copertura complessiva dello strato arbustivo

Procedere alla stima della copertura in % (risoluzione all'unità) restando al centro della SU, evitando al massimo il calpestio.

Per copertura dello strato arbustivo si intende la percentuale di suolo ricoperto dalla proiezione di tutte le parti vive (funzionali: foglie, tronchi e rami) delle specie legnose che ricadono, secondo la chioma dominante, nello strato arbustivo ($0,5 < h \leq 5$ m), con le rispettive liane e rampicanti.

Per altezza media, si intende quella stimata visivamente per lo strato arbustivo in tutta la SU.

NB: La definizione del limite di 5m è molto rilevante, trattandosi della soglia di distinzione rispetto allo strato arbustivo; non sarà difficile avere dei riferimenti certi aiutandosi con misure note (e/o strumenti adeguati).

1.2.4c) Stima di altezza media e copertura complessiva dello strato erbaceo

Procedere alla stima della copertura in % (con risoluzione all'unità) restando al centro della SU, evitando al massimo il calpestio.

Per copertura dello strato erbaceo si intende la percentuale di suolo ricoperto dalla proiezione di tutte le parti vive (funzionali: foglie, rami, plantule) degli individui di specie erbacee (incluse le felci) indipendentemente dalla loro altezza, aggiungendo le specie legnose che si trovino entro la soglia stabilita ($h \leq 0,5$ m).

Per altezza media si intende quella stimata visivamente per lo strato erbaceo in tutta la SU.

La copertura dello strato erbaceo, dovendosi escludere almeno il piede degli alberi, sarà sempre $<100\%$.

1.2.4d) Stima della copertura complessiva strato muscinale

Procedere alla stima della copertura in % restando al centro della SU, evitando al massimo il calpestio.

Per copertura dello strato muscinale si intende la percentuale di suolo ricoperto dalla proiezione di tutte le parti funzionali, isolate o a cuscinetto, anche se disidratate.

Nello strato muscinale può essere frequente il caso di copertura $<1\%$; in questo caso si può riportare il valore a un decimale (0,1; 0,7; ecc.).

1.2.5. Stima della copertura delle specie per ciascuno strato nel sistema di rilevamento esterno

1.2.5a) Riconoscimento e identificazione delle specie

Per ciascuno strato, separatamente e progressivamente (restando al centro della SU) si compila l'inventario delle specie presenti (compresi briofite e licheni terricoli) premettendo il codice dello strato di appartenenza (Tab. 1).

L'assegnazione dei taxa deve seguire la Flora d'Italia di Pignatti (1982).

La determinazione deve arrivare almeno al Genere⁵. Se necessario si può documentare il caso o raccogliere un esemplare (mai nella SU o nella APM, vedi le iniziali "Avvertenze per la riduzione degli impatti"). L'identificazione anche provvisoria è di importanza assoluta per specie diverse dello stesso Genere che debbono essere sempre distinte, anche adottando denominazioni temporanee.

1.2.5b) Copertura specifica

Dopo la lista delle specie, per ogni strato progressivamente (restando al centro della SU) si attribuisce la copertura specifica per strato.

Lo strato di appartenenza sarà determinato con i principi del paragrafo precedente (Tabella 1).

La stima visuale della copertura, cioè la percentuale di suolo ricoperto dalla proiezione di tutte le parti vive della specie (funzionali: foglie, tronchi e rami, plantule), a seconda dello strato, si registra mediante i codici della scala Braun-Blanquet, considerando esclusivamente le coperture:

- r = rara
- + = $>0 <1\%$

⁵ Si rimanda alle indicazioni riportate nel paragrafo **D) Assegnazione dei Taxa**.

- 1 = $\geq 1 < 5\%$
- 2 = $\geq 5 < 25\%$
- 3 = $\geq 25 < 50\%$
- 4 = $\geq 50 < 75\%$
- 5 = $\geq 75 \leq 100\%$.

NB: Nell'attribuire i codici "r" e "+" si specifica che la conversione convenzionale che sarà adottata equivale rispettivamente a 0,01% e 0,5%. Sarà anche semplice definire la superficie reale che corrisponde alle soglie basse, come l'1%.

NB: Piante vascolari, muschi, licheni su tronchi in decomposizione vanno considerati solo se formano uno strato sopra il quale cresce qualche pianta superiore: si considera il substrato come fosse suolo e le specie crittogamiche come del tutto terricole (riportando in nota il caso).

1.2.5c) Conclusione del rilevamento della SU

Per concludere il rilevamento, si deve esplorare sistematicamente a pettine, la SU rilevata alla ricerca di ulteriori nuove specie (in modo completo per tutti gli strati), senza passare più volte nelle stesse zone ed attribuendo sul momento sia il codice dello strato che la copertura specifica.

Per un generico orientamento si possono sommare gli estremi delle classi di copertura delle specie in uno strato, confrontandoli con la copertura percentuale attribuita precedentemente all'intero strato.

ATTENZIONE dopo questa azione quando si rileverà il sistema interno, sarà richiesto di effettuare una foto, come indicato nel capitolo corrispondente 1.3.

1.2.6. Elenco delle specie aggiuntive nel sistema di rilevamento esterno

Al termine dei rilevamenti delle SU esterne, entro il/i settore/i in cui sono installate all'esterno del Plot recintato, si deve esplorare attentamente una superficie comparabile a ciascuna SU rilevata, in un intorno di 10 m, a seconda della distribuzione del sistema di rilevamento (evitando la fascia compresa tra le SU campionate e la recinzione del Plot: cfr. le mappe in ALLEGATO II).

Questa esplorazione è finalizzata a redigere una lista aggiuntiva di specie (fanerogamiche e crittogamiche, indipendentemente dagli strati) ulteriori rispetto alle liste dei rilevamenti.

Tale lista sarà utile riferimento nell'ottica della valutazione della biodiversità vegetale complessiva e delle sue dinamiche.

La lista va poi riportata utilizzando il foglio del file .xls trasmesso dal Coordinamento UNICAM.

NB: Ricordarsi di rimuovere i nastri dal plot.

Gli originali da stampare in numero adeguato (eccedente rispetto alle SU) sono in ALLEGATO IV.

1/2

2/2

1.3. Rilevamento sistema interno ai Plot recintati

Si procede a rilevare il sistema interno alla recinzione con la stessa sequenza delle operazioni descritta nel precedente Capitolo 1.2.

Il sistema interno al Plot recintato è posizionato in modo sistematico, a scacchiera; il reticolo 10m x 10m è identificato con dei pali ai vertici.⁶

L'individuazione e la numerazione delle 12 SU interne deve seguire quanto riportato nell'ALLEGATO II.

Il lavoro si svolgerà dopo aver “materializzato” il perimetro di ciascuna SU con nastro o altro materiale idoneo. I rilevatori devono effettuare tutte le operazioni in coppia per ciascuna SU, in modo da garantire una interpretazione condivisa, seguendo interamente il protocollo del capitolo precedente 1.2.

In caso di pendenza, è decisamente opportuno iniziare i rilevamenti a partire dalle SU poste a valle, risalendo l'APM, e ponendo estrema attenzione alla corretta numerazione delle SU (vedi ALLEGATO II).

ATTENZIONE! In ciascuna SU INTERNA, dopo la Conclusione del rilevamento come da 1.2.5c), si aggiungerà una rapida procedura fotografica da effettuare come nel seguente protocollo aggiunto:

1.3.5d) Acquisizione immagini del sottobosco.

Prima di passare alla successiva SU si effettua l'acquisizione di una (1) immagine, operando come segue (vedere i dettagli ed esempi in ALLEGATO I):

- impostare la propria camera in modalità “automatica”;
- disabilitare il flash;
- posizionarsi all'interno della SU di fronte al vertice (indicato in ALLEGATO II) con il metro di legno a terra (si piega a 80 cm: lato corto lungo la destra);
- inquadrare a terra l'area definita dal lato superiore della SU, dalla base del palo al vertice destro, dal lato destro della SU, dalla punta dei propri scarponi;
- mantenere lo strumento ad 1,3 m di altezza;
- confermare l'inquadratura del punto;
- assicurare la messa a fuoco del centro inquadratura, come in automatico;
- scattare (una sola immagine) e nominarla con codice sito e numero della SU;
- caricare le immagini (insieme all'invio della documentazione definitiva) nella cartella Google Drive
- come da sezione 5.2.1).

ANALOGAMENTE a quanto effettuato per il sistema esterno al plot recintato, ma in modo più semplice, si concluderà il rilevamento con la ricerca delle specie aggiuntive nel plot interno, come segue:

1.3.6. Elenco delle specie aggiuntive nel sistema di rilevamento interno

Al termine dei rilevamenti, entro il Plot recintato, nelle 13 SU non rilevate precedentemente, si deve redigere una lista aggiuntiva di specie (fanerogamiche e crittogamiche, indipendentemente dagli strati), ulteriore rispetto alle liste ottenute dai rilevamenti nelle 12 SU.

⁶ I vertici possono coincidere con il posizionamento di alcuni raccoglitori per le acque meteoriche e la lettiera: prestare attenzione a non danneggiare.

NB: ricordarsi di rimuovere i nastri dal plot.

Gli originali da stampare in numero adeguato (eccedente rispetto alle SU) sono in ALLEGATO IV.

[illegible]

2. Distribuzione delle combinazioni di specie vegetali - CD Transetto 10cmx10cm

Questo approccio si basa sul rilevamento a scala fine delle combinazioni specifiche reali e potenziali, adottato per consentire analisi e interpretazioni basate sulla teoria dell'informazione (radicata in Shannon-Weiner) secondo i modelli multivariati di Juhász-Nagy e Podani (1983). I cosiddetti JNP models rappresentano la complessità in modo semplice, con la scala spaziale locale che è parte integrante dell'interpretazione (Wildi et al. 2004, Tsakalos et al. 2022).

Il rilevamento prevede un transetto circolare per il solo sottobosco dell'APM recintata, con massima accuratezza e minimo disturbo.

L'aspetto determinante è il posizionamento del transetto, che deve perseguire l'obiettivo di attraversare l'eterogeneità spaziale dei descrittori richiesti. Proprio per avere una rappresentazione preliminare dell'intera APM, il transetto si opera successivamente ai rilevamenti di cui al Cap. 1.

2.1. Oggetto di osservazione

Si rileverà la presenza di organismi vegetali e altre caratteristiche lungo un transetto di piccole e contigue Sampling Units (SU) che attraversa le discontinuità del sottobosco nell'APM recintata in cui si lavorerà.

Oggetto di osservazione sono specie vegetali vascolari terricole (che crescono su suolo minerale-organico) muschi ed epatiche (briofite terricole) sempre considerati un gruppo unico (senza distinguere le specie); licheni terricoli sempre considerati gruppo unico (senza distinzione di specie). Piante vascolari, gruppo-briofite e gruppo-licheni su rocce, legno morto, ceppaie, piedi d'albero, radici superficiali, ecc. sono da rilevare solo nei casi in cui crescano su uno strato di humus\suolo (per non includere organismi epilitici o epifitici).

Si prenderanno in considerazione le strutture vive che insistono in ciascuna SU fino all'altezza di 1,30m. Si presti attenzione al riconoscimento delle specie in stato fenologico precoce o tardivo e alle plantule (ALLEGATO III).

L'assegnazione dei taxa (determinazione) si renderà con Genere e specie secondo la Flora di Pignatti (1982) e segue le indicazioni definite nel Cap. 1.

L'identificazione deve giungere almeno al Genere (riportando per la specie "sp." e garantendo sempre la distinzione delle singole entità mediante notazioni provvisorie). In caso contrario i dati si registreranno esclusivamente nelle annotazioni, rilevando la pianta con codifiche convenzionali, in accordo con il coordinamento UNICAM al fine di aggiornare la casistica (vedere Cap 1).

Sono oggetto di osservazione anche alcune caratteristiche o disturbi nella SU, solo nel caso abbiano una soglia del 50% della superficie. In particolare, si tratta di lettiera, rami, legno morto, buche o tane, suolo nudo, danni, e il caso di densa copertura di arbusti sovrastanti.

2.2. Disegno sperimentale

Il campionamento della distribuzione delle specie nella APM recintata si effettua lungo un transetto idealmente circolare di perimetro 100m, composto da 1000 SU quadrate e contigue di dimensione 10cmx10cm Ciascuna.

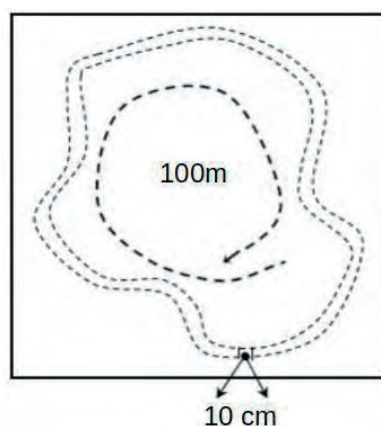
2.2.1. Installazione del transetto

Il posizionamento del transetto è determinante: dovrà essere messo a terra attraversando (con un grado di proporzionalità) i diversi aspetti di eterogeneità del sito e del sottobosco, incluse discontinuità topografiche, ricoprimento generale, chiarie, ecc.



Esempio di disposizione del transetto. La cordella traversa i diversi e prevalenti aspetti di eterogeneità: superfici coperte da raggruppamenti di specie vegetali, lettiera, legno morto, ecc. (Parco Nazionale Foreste Casentinesi, 2022).

La forma del transetto sarà dunque “tendenzialmente” circolare: non regolare, ad andamento ondulato, chiuso (Fig. 3).



Disposizione ipotetica di un transetto nella APM (trainsect Palmer e Van der Maarel, 1995)

Impiegando tutto il tempo necessario, si avrà cura di evitare il piede di alberi e ceppaie anche morte, rocce isolate o discontinuità locali di carattere eccezionale rispetto all’oggetto del rilevamento. In questi casi distanziare il transetto di almeno 40 cm dagli elementi sopra citati.

NB: Questi requisiti potranno localmente risultare in contrasto con le precedenti raccomandazioni circa la forma relativamente regolare: la priorità assoluta è “catturare” le eterogeneità (non le eccezioni) mantenendo la lunghezza prescritta (100m) e la disposizione chiusa tendenzialmente circolare.

Per configurare il transetto si userà una cordella metrica di 100m graduata su entrambe le facce (o due rotelle metriche da 50 m ciascuna) da posizionare al suolo in modo da raggiungere l’effettiva lunghezza connettendo le estremità e così formare direttamente il perimetro del transetto.

È assolutamente importante e determinante:

- installare l’intero transetto in una unica azione (NON usare una rotella spostandola di volta in volta!)
- fissare il nastro della rotella lungo l’intero percorso, incrociando bastoncini per evitare spostamenti della parte già posizionata (es.: come vincolo quando il nastro piega per una curva);
- evitare angoli disegnando anse anche lobate, senza avvicinare due volte lo stesso punto o “patch”;
- ricordare che si rileva sempre verso l’esterno del perimetro.

Con questi accorgimenti si potrà valutare la rappresentatività rispetto all’area, apportare eventuali aggiustamenti prima del rilevamento, mantenere stabile il transetto durante il lavoro, controllare eventuali dubbi, dimenticanze, salti di intervallo.

2.2.2. Rilevamento organismi e caratteristiche

2.2.2a) Variabili ed elementi di osservazione

Il rilevamento riguarda le variabili (descritte più oltre) che ricadono funzionalmente nella superficie della SU 10cmx10cm fino all’altezza $\leq 1,30$ m:

variabili e osservazioni	unità di misura, precisione minima
Determinazione tassonomica specie vascolari	Pignatti 1982, Genere
Entità specifica (1)	Nome o Codice, p\ a (*)
Briofite (gruppo nel complesso)	Codice, p\ a (*)
Licheni (gruppo nel complesso)	Codice, p\ a (*)
Caratteri, disturbi: lettiera, suolo nudo, tane, ecc. (2)	Codice, p\ a (*)
Copertura arbustiva ("densa"; $h \leq 5$ m) (2)	Codice, p\ a (*)

(1) Radicanti, non radicanti, plantule; (2) categorie solo se $>50\%$ superficie SU;

(*) Presenza/assenza, risulterà come un elenco per ciascuna SU (cfr. codici in 2.2.3.).

Si prenderanno in considerazione, senza alcuna distinzione interna, le specie vascolari le cui strutture vive radicanti e non radicanti insistono sul transetto fino all’altezza di 1,30 m, le parti di piante anche provenienti dall’esterno della SU ma che sviluppano una copertura proiettata a terra entro la SU ed il suo volume verticale (criterio funzionale):



Superficie e volume in cui ricade il rilevamento delle parti funzionali delle piante

Il parallelepipedo (10cmx10cmx130cm) definisce il volume di rilevamento delle parti funzionali delle piante, include le porzioni che provengono dall'esterno ed esclude quelle che esercitano la funzione esternamente.

2.2.2b) Codifica delle variabili

Per rendere fluido il rilevamento, che in sé risulta semplice e ripetitivo, si ritiene essenziale riportare nella scheda di campo le specie con sigle o numeri e le altre voci secondo codici predefiniti (più avanti).

Dopo un primo rodaggio dovrebbe risultare naturale e conveniente utilizzare direttamente i codici nel registrare le osservazioni.

La legenda condivisa e univoca va riportata nell'apposito spazio iniziale delle schede (inserito alla fine del capitolo).⁷

2.2.3. Sequenza e procedure di rilevamento

La squadra, dopo aver configurato ed installato il transetto secondo le indicazioni in 2.2.1, deve effettuare i rilevamenti e le osservazioni in coppia lungo tutto il transetto per una interpretazione condivisa, pur alternandosi:

- un componente chiamerà la sequenza corretta di SU e le variabili da rilevare, controllando il processo e registrando sulla scheda valori e osservazioni;
- il secondo componente si occuperà della corretta sequenza delle SU e del rilevamento delle presenze, in modo condiviso a “doppia lettura”.

La squadra effettuerà tutte le operazioni secondo il seguente protocollo:

⁷ Compilare sempre correttamente OGNI PAGINA (a matita punta tenera) l'intestazione della scheda di rilevamento: Codice Plot, data (gg/mm/aaaa), rilevatori, ecc.

2.2.3a) Materializzazione delle SU

Ad ogni decimo centimetro della fettuccia si dovrà “proiettare” il quadrato 10cmx10cm da rilevare nella porzione precedente la linea graduata e sempre all'esterno del perimetro del transetto. Il rilevamento avverrà a partire dal quadrato costruito sul segmento da 10cm a 0cm, seguito da quello 20-10cm e così via, avanzando verso destra e rilevando il quadrato esterno a sinistra.



Materializzazione e rilevamento transetti (05EMII e Riserva naturale Marsiliana, 2016)

Utilizzare uno strumento idoneo (es.: metro di legno pieghevole da 2m, con giunzioni a rivetti incassati) facilita le operazioni: ciascuna SU sarà materializzata lungo il transetto, anche restando in piedi, ripiegando ad angolo un'estremità del metro che darà anche il riferimento per l'altezza di 1,30m. I casi dubbi di piante e caratteri (dentro/fuori) saranno semplici da dirimere.

2.2.3b) Presenza-assenza delle specie

La legenda codici delle specie vegetali sarà riportata nella prima delle schede di campo (inserite a fine capitolo); sulle pagine di rilevamento si riporterà il numero progressivo SU⁸ e, nella relativa riga, la presenza di specie, gruppi e altro (cfr. più oltre 2.2.3c) ed eventuali annotazioni a margine o nel verso della scheda. I codici saranno poi trasferiti in .xls col binomio Pignatti 1982, almeno a livello di Genere (cfr. Capp. 1; 2.1).

2.2.3c) Presenza di elementi aggiuntivi

La presenza di condizioni locali va distinta per categorie quali lettiera, suolo nudo, disturbi di vario tipo, e anche la presenza di densi arbusti ($h \leq 5m$) sopra il transetto ($h > 1,3m$: quelli al di sotto saranno rilevati in ciascuna SU).

Per convenzione, questi elementi o situazioni saranno registrati solo se interessano almeno il 50% della SU, adottando i seguenti codici standard (già inseriti in legenda nella prima scheda di campo):

W - Briofite, gruppo (muschi ed epatiche terricoli).

Y - Licheni, gruppo (terricoli di qualsiasi tipo).

⁸ La numerazione delle SU non è preinserita: spesso si salta qualche SU o non risulta più chiara la sequenza rilevata e occorre tornare indietro, cancellare qualche riga, collegarla con connettori o simboli... Ogni correzione va fatta con un tratto e segni chiari, mai cancellando con gomma o perannerimento.

L - Lettieria (insieme di foglie, frutti, detrito fine, ecc.).

R - Rami e legno morto a terra.

B - Buche, tane, arature di animali.

N - Suolo nudo (incluse rocce, pietre, radici superficiali, ecc.).

A - Arbusti soprastanti ($\geq 1,30\text{m}$).

X - Altro (specificare con annotazioni).

NB: Controllare sempre copertura strato arbustivo sopra il transetto e sequenza corretta di SU lungo la fettuccia: sarà facile ricostruire errori o dimenticanze.

Note chiare e sintetiche a margine della scheda, meglio sulla riga corrispondente.

Si possono unire con una parentesi le SU contigue con specie e/o elementi che si ripetono riportando il relativo\i codice\i.

SU	SPECIE	SU	SPECIE
1	VR1, FR3, RV1	46	FR1
2	FR3, ED2	47	H1, H3
3	H3, ED1	48	H1, H2
4	VR3, BS2, CI1, BS2	49	
5	BS2	50	CE3
6	BS2, FR3, AC2	51	H3
7	FR1	52	H3, H1, H4
8	BS1, ...	53	H3, H1
9	BS2, CV1, FR1	54	H1, H2
10	CI1, FR1, BS2	55	H1, H2, H4
11	BS2, CI1	56	H3, H2, H1
12	BS2, BS1	57	H3, H1, H2
13	AC1, PR2	58	H2, H1, CI1, FL1
14	BS1, CI1, DG2	59	FL1, H2, H1, H3
15	BS2, FR1, CI1	60	H1, H3
16	BS2	61	H3, H1
17	FR1	62	H3, H1, H2
18	FR1, AC1	63	H1, H3, H2
19		64	FL1, H3, H1, H4
20	FR1	65	H1, H3, FL2
21	FR1, PA2	66	FR3, H3, H2
22	M	67	H3
23	ED1, M	68	H3, OH1
24	ED1, M	69	FR1, H3, H1
25	FR2, M	70	H3, H2
26	AC1, H2	71	H3, FR2
27	H1, CI1, AC2	72	R, H3, H1
28		73	FR1, H3
29	H1, FR2	74	H3, H1
30	N	75	H1, AA1, H3
31	FR1, FR1, FR3	76	FR3, H3, H1, PA1
32	H1	77	FR1
33		78	FR3, H3, H1
34	H1, FR4, H3, FR3	79	H3
35	H2, H3	80	CR2, H3, RV2, FR1
36	AC1, H1, H3	81	CR1, FR1
37	AC1, FR1, FR3	82	FR1, H1

Esempio di scheda di campo delle campagne precedenti.

2.2.3d) Avvertenze per la riduzione degli impatti

Fatte salve le avvertenze riportate nei precedenti capitoli, si ricorda che NON saranno raccolti campioni da erbario entro le SU del transetto.

2.2.4. Scheda di campo per il transetto

Gli originali da stampare in numero adeguato (eccedente rispetto alle SU) sono in ALLEGATO IV.

 UNIVERSITÀ DI CAMERINO School of Biosciences and Veterinary Medicine Plant Diversity and Ecosystems management UNIT		LIFE MODERN(NEC) Azione B3 Rilevamenti vegetazione e diversità vegetale Rete NEC ITALIA - Indicatori di biodiversità forestale			
COD Plot: _ _ _ _ _	recinzione: IN	ESTATE	esp:	incl (°):	→ 10x10cm ←
data rilevamento: \ \		rilevatori:			
LEGENDA specie e condizioni locali					
legenda gruppi e condizioni locali					
W – Briofite, gruppo (muschi ed epatiche terricoli) Y – Licheni, gruppo (terricoli di qualsiasi tipo) L – lettiera (insieme di foglie, frutti, detrito fine, ecc.) R – rami e legno morto a terra B – buche, tane, arature di animali N – suolo nudo (incluse rocce, pietre, radici superficiali, ecc.) A – arbusti soprastanti (≥1,30m) X – altro (specificare con annotazioni)					
legenda specie					

COD Plot:	recinzione: IN	ESTATE	esp: -----	incl (°): -----	→ 10x10cm ←
-----------	----------------	--------	------------	-----------------	-------------

data rilevamento: \ \		rilevatori:	
-----------------------	--	-------------	--

Presenza[illegible]

3. Area fogliare specifica SLA APM 50m x 50m

I caratteri funzionali delle piante (morfologici, fisiologici, fenologici; PFT plant functional traits) sono correlati alla loro forma e all'effetto sui processi ecosistemici. Sono indicativi di strategie ecologiche e potenzialmente predittivi di relazioni con elementi e processi ambientali, comprese alterazioni di processi biogeochimici e interazioni con l'atmosfera (Pérez-Harguindeguy et al. 2016).

Rispetto alle misurazioni più tradizionali di diversità, i PFT possono essere indicatori validi nel monitoraggio delle dinamiche generali dell'ecosistema e le risposte della comunità vegetale – svincolata dai limiti geografico-tassonomici – ai cambiamenti ambientali (Standish et al. 2014; Brudvig 2017).

Uno dei caratteri più utilizzati in ecologia vegetale è l'“Area fogliare specifica” (Specific Leaf Area, SLA: superficie di una foglia fresca in rapporto alla sua massa secca). È correlato alla concentrazione di azoto (N) fogliare (Pérez-Harguindeguy et al. 2016), relativamente semplice da misurare ed informativo delle funzionalità legate all'economia fogliare (efficienza fotosintetica, uso di acqua e nutrienti, longevità delle strutture fogliari). Bassi valori di SLA indicano un ridotto tasso di accrescimento e una strategia conservativa delle risorse, alti valori di SLA si associano a tassi relativamente elevati di crescita e una strategia acquisitiva delle risorse.

3.1. Oggetto di osservazione

Sono oggetto di osservazione le principali specie vegetali dominanti (in termini di copertura relativa) nel solo strato erbaceo (come definito nel Cap. 1) all'interno della APM recintata, nelle SU non rilevate.

In particolare, le foglie sviluppate di tali specie saranno selezionate e prelevate sul campo, per la successiva acquisizione delle variabili:

- superficie fogliare unilaterale di una foglia fresca (scanner);
- massa secca a peso stabile (stufa).

Per le varie operazioni in campo e in laboratorio le squadre seguiranno i protocolli di seguito illustrati (da standard di letteratura, adattati alle specifiche esigenze di questo progetto; Pérez-Harguindeguy et al. 2016) comprese tutte le operazioni conclusive.

NB: Fatte salve le avvertenze riportate in precedenza (vedi le iniziali Avvertenze per la riduzione degli impatti) si precisa che in questa fase NON saranno raccolti esemplari da conservare o identificare. Nel corso di tutte le operazioni che seguiranno, occorre rispettare e tenersi a distanza da apparecchiature e installazioni presenti nel plot.

3.2. Sequenza e procedure di selezione e prelievo

3.2.1. Localizzazione delle misurazioni

I ridotti prelevamenti di campioni fogliari riguardano l'area recintata 50mx50m di ciascuna APM Rete NEC Italia del progetto MODERn(NEC).

Per ridurre l'impatto da calpestio, le attività avranno luogo soltanto una volta concluse tutte le operazioni precedenti, esclusivamente nei 13 quadrati 10mx10m non interessati dai precedenti rilevamenti (v. figura pag. 109 e ALLEGATO II).

50m	13	1	14	2	15
40m	3	16	4	17	5
30m	18	6	19	7	20
20m	8	21	9	22	10
10m	23	11	24	12	25
	10m	20m	30m	40m	50m

Esempio ipotetico di reticolo in una APM. Il Plot 50mx50m (recintato o meno) è suddiviso in 25 quadrati 10m x 10m (1 – 25). In nero le SU oggetto dei rilevamenti in Cap. 1; in bianco le SU nelle quali avranno luogo le operazioni del presente Capitolo 4.

3.2.2. Campionamento in campo

3.2.2a) Equipaggiamento necessario in campo

All'inizio del Manuale MATERIALI E STRUMENTAZIONE) si è ricordato il necessario per tutte le fasi di lavoro nelle APM e in laboratorio. Di seguito si specifica l'indispensabile per raccolta e preparazione dei campioni fogliari:

- Forbici per prelevare le foglie e/o suddividerle (tener presente la possibilità di foglie coriacee/cladodi).
- Fogli di carta assorbente (tipo rotolo scottex).
- Spruzzatore con acqua, per imbibire i fogli di carta.
- Buste di plastica grandi richiudibili (tipo alimentare da frigo, almeno cinque – 5 – per ogni plot) per lo stoccaggio corretto delle foglie.
- Borsa termica con panetti refrigeranti per conservazione e trasporto.
- Pennarelli indelebili.

3.2.2b) Selezione di specie, individui e foglie

I rilevatori dovranno selezionare le cinque (5) specie più abbondanti appartenenti allo strato erbaceo come definito in 1.2.4 (tutte le erbacee e felci quale sia la loro altezza, e le legnose solo se con $h \leq 0,5m$).

La selezione si baserà sulla media delle coperture per le specie già rilevate nelle 12 SU all'interno del Plot: si devono considerare progressivamente le specie più abbondanti comuni ad almeno 2 SU e sommare le mediane % delle classi Braun-Blanquet attribuite a ciascuna di esse (5-87,5/4-62,5/3-37,5/2-15,0/1-3,0/+0,5/r-0,01; Canullo et al 2020), ottenendo così una prima lista di specie ordinate.

A questo punto si visitano i restanti 13 quadrati nel plot per:

- identificare le cinque (5) specie più abbondanti della lista (nel caso una specie non sia rinvenibile, si scorre la lista);

- prelevare una (1) foglia per individuo, da cinque (5) diversi individui per ciascuna specie (in totale 25 foglie da 5 specie).

La foglia da prelevare deve essere completamente espansa, munita di picciolo. In caso di eterofillia è da preferire la facies adulta o, comunque, la meglio sviluppata, possibilmente non danneggiata da parassiti o erbivori.

NB: I seguenti casi sono di descritti anche per i criteri interpretativi:

- Foglia composta: è una foglia in quanto tale, attenzione a non separare le foglioline (*Fraxinus ornus*, *Lathyrus vernus*).
- Felci: le fronde sono considerate foglie. Raccogliere possibilmente quelle che non presentano sori (*Pteridium aquilinum*, *Athyrium filix-foemina*).
- Fusti trasformati (cladodi): assimilabili alle foglie (funzione fotosintetica), quindi ciascun cladodio va prelevato come foglia (*Ruscus aculeatus*).
- Foglie molto grandi: possono essere spezzate e separate in diversi sacchetti per motivi logistici; indicare sempre chiaramente a quale individuo appartiene ogni pezzo.
- Foglie aghiformi: ciascuna foglia aghiforme è considerata come singola foglia (*Abies alba*, *Pinus halepensis*).
- Eterofillia: specie con foglie morfologicamente diverse tra individui o nello stesso individuo, anche tra basali e caulinari; ferma restando la preferenza per la facies adulta meglio sviluppata, è bene raccogliere foglie di ciascun tipo secondo la presenza e abbondanza nella popolazione del plot (*Hedera helix*, *Ilex aquifolium*, *Daucus carota*).

D - TRATTAMENTO IN CAMPO DEL CAMPIONE O DEL DATO – RELATIVO ALLA SOLA SEZIONE “3 AREA FOGLIARE SPECIFICA SLA APM 50M X 50M”

3.2.2c) Stoccaggio delle foglie

Le 5 diverse foglie di una stessa specie si inseriranno in uno o più fogli di carta ripiegati, da spruzzare con l'acqua. Il tutto sarà inserito in una busta di plastica richiudibile (es. buste per alimenti). Scrivere sulla busta con il pennarello indelebile il codice completo del sito, la data e la specie.

Inserire la busta nella borsa termica. Le foglie dovranno rimanere umide e fresche fino alle attività di laboratorio.

Una volta conclusa l'attività di campo, tutte le buste possono essere trasferite in frigorifero (2-6 °C) al buio, dove dovrebbero rimanere in frigo per 24 ore, prima di iniziare la procedura di laboratorio.

NB: Attenzione: mai riporre in congelatore!

3.2.3. Misurazione in laboratorio

3.2.3a) Equipaggiamento necessario in laboratorio

All'inizio del Manuale MATERIALI E STRUMENTAZIONE) si è ricordato il necessario per tutte le

fasi di lavoro nelle APM e in laboratorio. Di seguito si specifica l'indispensabile per le misure della superficie fogliare:

- Fogli di carta assorbente (rotolo tipo scottex).
- Scanner con almeno formato A4.
- Diversi fogli di plastica trasparente formato A4.
- Buste di carta (almeno una per ciascuna foglia) di dimensioni adeguate a contenere le foglie di diversa grandezza.
- Penna.

3.2.3b) Misurazione dell'area fogliare

Togliere le buste di plastica dal frigo, estrarre le foglie dalla busta di plastica e procedere ad asciugarle con i fogli di carta assorbente.

Assicurarsi che ciascuna foglia sia ben asciutta prima della scansione (evitare la presenza di goccioline d'acqua).

Posizionare sul piano dello scanner un foglio di plastica trasparente, appoggiare la foglia ben distesa sul foglio trasparente e coprire con un secondo foglio trasparente.

Effettuare la scansione a 300 dpi di risoluzione e salvare il file in formato bitmap bianco e nero.

Nominare il file con codice del plot, specie e numero della foglia (da 01 a 05). Esempio: VEN1_*Lathyrus vernus*_01.

Controllare che il file si apra, sia leggibile e che la scansione sia stata effettuata correttamente. Ripetere le operazioni per ciascuna foglia.

Inserire in un'unica cartella i files delle cinque foglie di ciascuna specie, nominare la cartella con codice del plot e la specie (es: VEN1_*Lathyrus vernus*).

NB: Casi speciali.

Foglie molto grandi: sono state già spezzate in campo o comunque possono essere spezzate in laboratorio affinché la scansione in A4 sia possibile. Occorre sempre indicare chiaramente a quale individuo ciascun pezzo si riferisce. Quindi, al nome del file dovrà essere aggiunto un numero relativo a ciascun pezzo di foglia (es.: VEN1_*Lathyrus vernus*_01_1).

3.2.3c) Stoccaggio e consegna delle foglie misurate

Dopo la scansione, ciascuna foglia deve essere inserita in una busta di carta che sarà chiusa, e dovrà riportare (scritto esternamente) il codice plot, specie e numero della foglia (da 01 a 05). Esempio: VEN1_*Lathyrus vernus*_01.

Nel caso di una foglia divisa in vari pezzi, questi possono essere inseriti tranquillamente in una unica busta di carta.

E - CONFERIMENTO DEL CAMPIONE/DATO

I rilevatori dovranno seguire nel dettaglio le indicazioni relative alle operazioni di preparazione dei dati, per la loro validazione e trasmissione.

I rilevatori si assicureranno di:

- trasferire dati e informazioni dalle schede di campo ai fogli elettronici forniti dal coordinamento UNICAM secondo formati e struttura specificati; copiare Genere e specie direttamente dal file .xls “flora di Pignatti”;
- trasmettere i dati attraverso le funzioni del web-database (cfr. 5.2);
- inviare tutta la documentazione richiesta e altro ritenuto utile, come indicato nei capitoli 1, 2, 3 (cfr. riferimenti coordinamento UNICAM, 5.2.1);
- corredare la documentazione per le specie “critiche” (riferimenti, foto, exiccata) con le informazioni per “agganciare” i nomi provvisori delle schede di campo; nominare le immagini con anno, plot, IN-OUT (IO1, IO2), nSU (1-12) (es.: 23_ABR1_IO1_SU12) e caricarle nella Cartella Drive (cfr. 5.2.1);
- conservare le schede originali e una copia dei dati definitivi su supporto informatico per almeno 4 anni (quattro), obbligatoriamente.

5.1. Composizione file da caricare nel database www.groundvegetationdb-web.com

5.1.1. Costruire i file .pdf schede di campo e relazione

5.1.1a) Primo .pdf

Scansione chiara e leggibile delle schede di campo 10mx10m (rilevamenti 12 SU interne + 12 esterne) comprese eventuali\opportune correzioni in calce.

5.1.1b) Secondo .pdf

Scansione chiara e leggibile delle schede di campo del transetto (rilevamenti 1000 SU) con eventuali\opportune correzioni in calce;

- unire in coda la scansione chiara e leggibile della scheda di relazione sull’attività svolta, firmata da entrambi i rilevatori (con eventuali note ulteriori su rilevamento, specie non identificate e dubbie, logistica, rapporti con personale locale, casi o eventi particolari, ecc.).

I due (2) diversi .pdf prodotti saranno nominati con la sequenza⁹:

- SS2023NNABCNCOPL = scansione schede rilevamento SU interne + SU esterne.
- SS2023NNABCNCOPS = scansione schede rilevamento SU transetto + relazione.

NB: Per la denominazione si seguirà la tabella riassuntiva in 5.1.3.

5.1.2. Popolare i file .xls

Il coordinamento UNICAM ha fornito alle squadre di rilevatori i seguenti Fogli di lavoro Microsoft

⁹ *Survey Sheet*, anno rilevamento, nome assegnato per il plot, tipo di dati.

Excel 97-2003, preformattati (non modificare la formattazione), per informatizzare i dati raccolti (fare attenzione a non modificare i formati, non inserire spazi iniziali o in eccedenza, ecc.).

5.1.2a) Rilevamento SU 10m x 10m

23CopLnn rilevamenti della copertura complessiva e degli strati dei Plot.

23CopSnn rilevamenti della copertura specifica per strato dei Plot.

In entrambi file:

Sostituire “nn” con le prime due cifre del nome alfanumerico del Plot (es.: 01 per 01ABR1). Nominare correttamente anche il foglio di lavoro.

Le intestazioni delle colonne sono auto-esplicative.

Colonna A: deve riportare la stessa data in tutti i record (anche se i rilevamenti si sono svolti in più giorni) in quanto devono corrispondere ad un'unica campagna (pena il rigetto da parte del sistema).

Colonna B: deve riportare in tutti i record i primi due numeri del nome alfanumerico di ciascun plot.

Colonna E: ripetere in tutte le righe il codice della stagione (“1” se stagione primaverile, “2” (se stagione estiva)).

Lasciare vuote le caselle che non richiedono dato (no barra spaziatrice).

CopL:

Colonna G: è vuota e bloccata per motivi di struttura (va saltata).

Strato non fosse presente nel rilevamento: nella relativa colonna “cop (%)” si deve inserire il valore “0” (zero), la corrispondente colonna “h media” si deve lasciare vuota (nessuno spazio o cursore posizionato).

Come separatore decimale deve essere usata la “virgola” da tastiera (ammessa nelle colonne I, K, M).

CopS:

Colonna G: le specie vanno inserite da cella a cella, con la funzione copia-incolla “solo valore” (impostarlo di default) dal file Flora Pignatti senza autori.xls (fornito dal coordinamento UNICAM).

Colonna C e D ripetono il n della SU e IN1OUT per le righe pertinenti.

NB: NON inserire il cursore nelle caselle se non in caso di notazioni (es.: sp.) e prestare attenzione a NON inserire spazi iniziali o in eccedenza, né caratteri speciali (il sistema considera le variazioni come nuove specie).

23SpAggnn sostituire “nn” con le prime due cifre del nome alfanumerico del Plot. Nominare correttamente anche il foglio di lavoro.

Riportare separatamente le sole specie aggiuntive trovate nell'intorno non rilevato delle SU interne ed esterne al Plot (nessun problema di formato).

Il file dovrà essere caricato nella cartella Google Drive al momento dell'invio di altra documentazione definitiva (come indicato in 5.2.1).

NB: Si ricorda che il sistema online (al Passo 2) accetta file di dati con estensione .xls (Cartella di Lavoro Excel 97-2003, da pacchetto Office Microsoft).

5.1.2b) rilevamento transetto 10cm x 10cm

23JNPSnn rilevamenti combinazioni specie e caratteristiche nel transetto.

Sostituire “nn” con le prime due cifre del nome alfanumerico del Plot (es.: 01 per 01ABR1). Nominare correttamente anche il foglio di lavoro.

Le intestazioni delle colonne sono auto-esplicative.

Colonna A: deve riportare la stessa data in tutti i record (anche se i rilevamenti si sono svolti in più giorni) in quanto devono corrispondere ad un'unica campagna (pena il rigetto da parte del sistema).

Colonna B: deve riportare in tutti i record i primi due numeri del nome alfanumerico di ciascun plot.

Colonna D, E ripetono sempre lo stesso codice.

Colonna G: le specie vanno inserite da cella a cella, con la funzione copia-incolla “solo valore” (impostarlo di default) dal file Flora Pignatti senza autori.xls (fornito dal coordinamento UNICAM).

Specie e codici vanno inseriti ciascuno separatamente in una propria riga, ripetendo il numero della relativa SU 10cm x 10cm quando sia il caso.

NON inserire il cursore nelle celle se non in caso di notazioni (es.: “sp.”, codici) e attenzione a NON inserire spazi iniziali o in eccedenza, né caratteri speciali (il sistema considera le variazioni come nuove specie).

5.1.3. Denominare i file .pdf e .xls

Al fine di poter caricare correttamente tutti i dati rilevati nella campagna Estate 2023 per ciascuna APM, è assolutamente necessario nominare i rispettivi file come indicato nella tabella seguente:

MODERN(NEC) RETE NEC ITALIA - CAMPAGNA 2023

APM	FILENAME-SCHEDA	O-PDF	FILENAME-DATI-XLS
12PIE1	SS202312PIE1COPL SS202312PIE1COPS	-	23CopL12 23CopS12
20VEN1	SS202320VEN1COPL SS202320VEN1COPS	-	23CopL20 23CopS20

27BOL1	SS202327BOL1COPL SS202327BOL1COPS	-	23CopL27 23CopS27	-
05EMI1	SS202305EMI1COPL SS202305EMI1COPS	-	23CopL05 23CopS05	-
09LAZ1	SS202309LAZ1COPL SS202309LAZ1COPS	-	23CopL09 23CopS09	-
25TOS2	SS202325TOS2COPL SS202325TOS2COPS	-	23CopL25 23CopS25	-
01ABR1	SS202301ABR1COPL SS202301ABR1COPS	-	23CopL01 23CopS01	-
03CAL1	SS202303CAL1COPL SS202303CAL1COPS	-	23CopL03 23CopS03	-
31VEN2	SS202331VEN2COPL SS202331VEN2COPS	-	23CopL31 23CopS31	-
14SAR1	SS202314SAR1COPL SS202314SAR1COPS	-	23CopL14 23CopS14	-

5.2. Procedura di uplod 10m x 10m www.groundvegetationdb-web.com

In questa sezione si riportano le procedure necessarie per la gestione dei dati raccolti sul campo come da Cap. 1, che (una volta trasferiti dalle schede di campo ai file Excel forniti dallo staff UNICAM, cfr. 5.1) potranno essere validati e definitivamente acquisiti. L'associazione tra squadre, APM, campagna di rilevamento, tipo di dati e denominazione dei files, è fornita in 5.1.1 e 5.1.3.

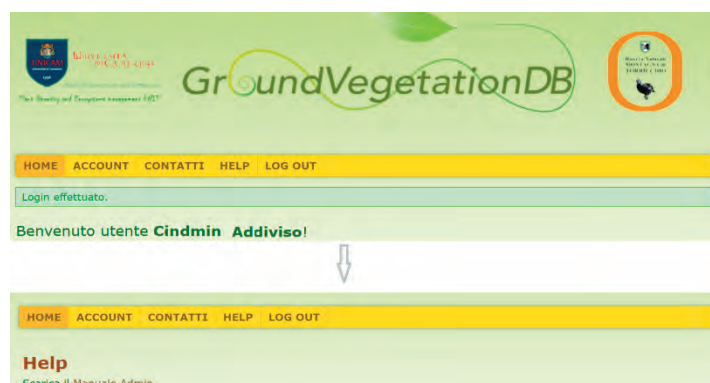
NB: È essenziale concordare in anticipo la data nella quale si intende completare la procedura con il coordinamento UNICAM.

5.2.1. Registrazione utente, accesso

Per caricare i dati della campagna “Estate 2023” ci si collega alla pagina <http://groundvegetationdb-web.com> per la registrazione\accesso.¹⁰

¹⁰ L'accreditamento tramite “registri” (a destra) pur seguendo le indicazioni, conduce ancora a un punto morto. In caso di necessità raccordarsi con il coordinamento UNICAM.

Inserendo le chiavi di accesso usate al corso Marsiliana 2023, si è accolti nella HOME-page operativa. Dalla sezione HELP del menu si deve scaricare il Manuale Admin (utilizzatelo!!! E' associato all'applicazione e fornisce efficacemente dettagli e spiegazioni su passaggi, tipologie di errore...).



5.2.2. Passo 1

Tornare alla HOME-page e seguire la procedura indicata a partire dal banner Passo 1 ove si richiede di caricare i due file .pdf (preparati come descritto al paragrafo 5.1 (seguire il link Carica Scheda di Rilevamento e Relazione).



Una volta eseguito il Passo 1 inviare una e-mail a roberto.canullo@unicam.it e marco.cervellini@unicam.it e attendere il messaggio dell'amministratore (controllare "spam") che conferma l'avvenuta accettazione dei documenti.pdf, attivando la possibilità di procedere alla fase successiva.

A questo punto per risolvere subito eventuali errori legati alle specie, escludendo questo warning durante le successive fasi e renderle più rapide e chiare, utilizzare l'interfaccia Strumenti in fondo pagina¹¹

¹¹ Nella pagina potrebbe non comparire il link attivo, in questo caso, rimanendo "loggati", usare - in un'altra scheda del browser - direttamente il link http://groundvegetationdb-web.com/ground_veg/tools/check_species.

per sottoporre il file .xls relativo a “CopS” al link Controlla Specie (seguire le semplici indicazioni).

NB: Ogni qualvolta si trova un errore per assenza di corrispondenza di una specie, contattare il coordinamento UNICAM per l’approvazione (es.: per verificare se la specie è davvero compresa in Pignatti 1982, se necessita di modifica, se il ricorso a “Genere sp.” è affrettato o motivato, se l’uso di “cfr.” è documentabile, ecc.).

NB: Questa procedura utilissima deve essere applicata – per il solo controllo delle specie – anche ai files provenienti dai transekti di cui al Cap. 2.

5.2.3. Passo 2

Una volta controllato, corretto e verificato che la lista delle specie sia accettata, tornare alla HOME e proseguire con le operazioni del Passo 2.



Ora, selezionando uno alla volta i collegamenti attivi CopS e CopL si procede all’importazione dei file .xls, propriamente compilati e nominati (vedi paragrafo 5.1) rispettivamente per le coperture specifiche e coperture degli strati (Erb e Leg non sono previsti). Durante l’upload di tali file il sistema potrebbe rilevare degli errori (restituisce la lista analitica, scaricabile, nella pagina) in genere di interpretazione intuitiva, ma del cui significato, tipologia e possibili modalità di risoluzione si può cercare traccia nel Manuale Rilevatore (anche tornando al Manuale di campo, se necessario).

NB: Nel caso in cui il warning sia definito “specie abituale” per una lista di taxa, in fondo compare un bottone “forza e procedi”. In questo caso si prega di scaricare la lista di errori e inviarla al coordinamento UNICAM; sarà poi sufficiente digitare “ok” nel campo “giustifica” e forzare il caricamento.

NB: per tutti gli upload, in seguito alla risoluzione di eventuali errori, per procedere oltre necessita l’approvazione da parte dell’amministratore admin che verificherà la coerenza con i criteri richiesti da tutta la procedura (avvisare del completamento roberto.canullo@unicam.it e marco.cervellini@unicam.it; il sistema invierà una mail all’indirizzo di registrazione con l’approvazione dei dati).

Infine, il sistema prevede anche un opzionale Passo 3, ovvero la possibilità di controllare i file approvati dall’admin.



5.3. Fase finale e riferimenti coordinamento UNICAM

Completata la procedura di caricamento in groundvegetationdb-web, inviare al coordinamento UNICAM quanto dovuto: documentazione, campioni, foto necessarie all'identificazione delle specie, le foglie raccolte o altro che riterrete utile a sostegno dei rilevamenti della campagna ESTATE 2023.

ATTENZIONE!

Per la migliore assistenza a fine lavori, i TERMINI PER LA CONSEGNA, LA TRASMISSIONE, IL CARICAMENTO DATI devono essere concordati con il coordinamento UNICAM non appena la squadra avrà terminato tutte le attività nell'ultimo sito assegnato.

Completare con successo la trasmissione dati e materiali costituisce il termine dell'impegno assunto per l'anno 2023.

A seconda di quanto indicato nei capitoli 1, 2, 3, i riferimenti sono:

- Posta elettronica: informazioni e altro ad entrambi gli indirizzi
roberto.canullo@unicam.it – marco.cervellini@unicam.it
informazioni e materiali specifici per SLA a stefano.chelli@unicam.it
- A mezzo corriere:
- Prof. Roberto Canullo (Dott. Stefano Chelli per il materiale SLA)
Scuola di Bioscienze e Medicina Veterinaria
SO Biodiversità vegetale e Gestione Ecosistemi
Via Pontoni 5 - 62032 Camerino (MC)

F - PROCEDURE DI QUALITÀ DEL DATO

Il protocollo adottato per il rilevamento della componente vegetale nell'ambito del programma italiano di monitoraggio dei sistemi forestali, come previsto dall'ICP Forests (Ferretti et al 2013) include un programma di assicurazione della qualità (QA) che accompagna lo svolgimento del processo fin dalle azioni iniziali (Allegrini et al 2009).

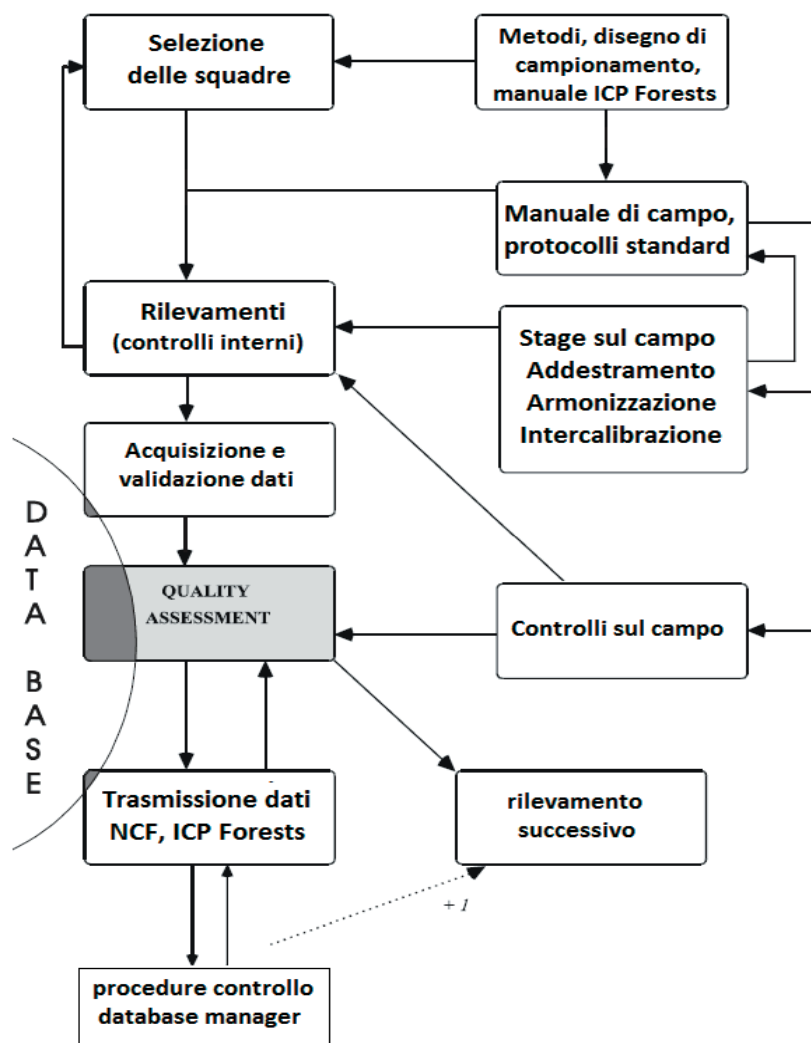


Diagramma di flusso dei punti critici seguito per l'assicurazione di qualità nel rilevamento della vegetazione (da Canullo et al 2012 modificato).

Lo scopo è ottenere una buona riproducibilità dei dati (specialmente per S4A, per stimare l'efficienza di sistemi di campionamento e rilevamento più vantaggiosi). Le procedure per gestione della qualità non riguardano dunque errori da imputare; pertanto, possono essere seguite in maniera spassionata.

Le attività relative alla qualità sono utili per verificare la dispersione delle stime operate dalle squadre e la "distanza" relativa tra loro e rispetto alla squadra di controllo (Quality Control in campo, QC).

Vale la pena ricapitolare le fasi del processo di qualità:

- Protocolli di rilevamento (descritti nel presente Manuale di campo).
- Selezione dei rilevatori di adeguata esperienza, assegnazione APM.
- Corso teorico-pratico di addestramento e intercalibrazione.
- Esercizio finale e acquisizione della lista di specie "attesa".
- Rilevamenti in campo secondo i protocolli.
- Field checks durante i rilevamenti - esplicitamente citati in MODERn(NEC).
- Informatizzazione e trasmissione dei dati¹².

¹² Verificare (ed eventualmente richiedere) che il coordinamento UNICAM abbia trasmesso: File .xls florule di riferimento; Files .xls CopS e CopL preformattati, File .xls specie aggiuntive; File.xls

- Controlli incrociati tramite database, validazione, acquisizione dati.
- Trasmissione della documentazione (compresa Scheda relazione attività).
- Reporting e feedback.

NB: La squadra deve tassativamente comunicare al Coordinamento UNICAM la data effettiva di inizio o e la data presunta di fine rilevamento.

Tale comunicazione ha valore contrattuale.

La Scheda relazione attività, da compilare al termine del rilevamento sul campo, deve contenere elementi utili alla corretta interpretazione dei dati (incluse correzioni delle specie, rispetto alle attribuzioni degli anni precedenti) ed informazioni su problemi logistici e di altro genere.

La validazione dei dati da parte del coordinamento UNICAM avverrà a seguito di tutti i controlli, compresi i processi della procedura di trasmissione online attraverso il sito http://groundvegetationdb-web.com/ground_veg: controlli automatici (coerenza, plausibilità e concordanza con i requisiti stabiliti, incluse flore di riferimento) individueranno incongruenze, incompletezze ed errori logici da risolvere in tempo reale ad opera dei rilevatori stessi. È responsabilità dei rilevatori correggere i dati fino alla validazione completa, senza raggiungere la quale il processo, e quindi il tipo di rapporto in atto, non può essere considerato completo.

Un'ulteriore validazione (per i rilevamenti classici) verrà effettuata dal Thünen Institute of Forest Ecosystems (Eberswalde, D) che gestisce il programma ICP Forests e dai Manager di altre reti (es.: ICP-IM, NEC, LTER).

Si raccomanda di mantenere i contatti con il Coordinamento UNICAM (riferimenti in sezione 5.2.1) nel corso dei rilevamenti, per ogni comunicazione e problema concreto non affrontabile con il Manuale, anche durante il lavoro di campo, con la massima disponibilità e libertà al confronto per la correzione di eventuali errori o l'interpretazione di apparenti incongruenze.

G - ALLEGATI: SCHEDE DI CAMPO E SPECIFICA DEI CODICI

ALLEGATO I

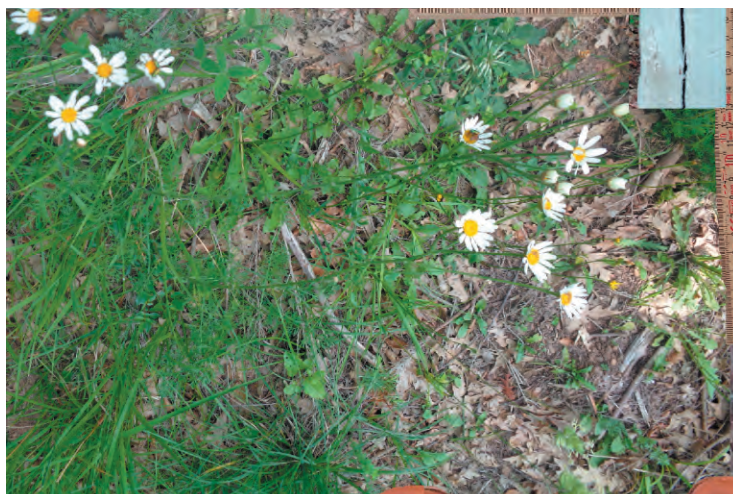
ACQUISIZIONE IMMAGINI SOTTOBOSCO

A scopo di test rapido, si chiede esecuzione e invio al coordinamento UNICAM di una (1) foto in ciascuna SU, solo all'interno del Plot 50mx50m, una volta concluse le operazioni del Cap 1.

Si deve operare, in ogni SU, posizionandosi all'altezza del vertice segnalato nella mappa (ALLEGATO II) e quindi:

1. impostare lo scatto del proprio apparato digitale (camera, smartphone, tablet, ecc.) in modalità "automatica" (nessuna selezione o impostazione);
2. disabilitare il flash (né fisso né automatico);
3. porsi all'interno della SU, di fronte al vertice evidenziato in ALLEGATO II;
4. reggere la fotocamera a 1,3 m di altezza e inquadrare a terra uno spazio orizzontale (poggiare a terra il metro di legno: ad angolo retto deve poter definire circa 80cm a destra e 120cm superiormente). L'inquadratura non corrisponderà a questo spazio ma sarà possibilmente delimitata da:
 - il lato superiore della SU (di fronte a voi),
 - la base del palo al vertice alla vostra destra,

- il lato della SU alla vostra destra,
- la punta dei vostri piedi;



5. confermare l'inquadratura del punto 4, così come si presenta in automatico a 130 cm di altezza da terra;
6. assicurare la messa a fuoco del centro dell'inquadratura (a seconda del vostro strumento, ad es. toccando lo schermo; senza aggiustare profondità di campo o distanza focale);
7. scattare una (1) sola foto;
8. nominare ciascuna immagine con il codice del sito ed il numero della SU (es.: ABR11, ABR17, ABR112, ...);
9. caricare le immagini (entro la data richiesta per l'invio della documentazione) nella cartella Google Drive condivisa nominata "Allegato I – immagini", di cui il link alla sezione 5.2.1.

ALLEGATO II

MAPPE APM CONECOFOR\ICPFORESTS LII

Per rilevamenti della vegetazione e della diversità vegetale - Rete NEC Italia - Indicatori di biodiversità forestale.

Mappe di diversa fattura, con struttura e orientamento relativo e/o cardinale, e altri riferimenti spaziali per la localizzazione del sistema esterno nella zona "buffer".

Sempre con numerazione delle SU 10x10 m che riguarda separatamente le 12 SU nel reticolo interno (IN) all'area recintata (ove esistente) e le 12 SU esterne (OUT), non tutte e non sempre accorpate o distribuite regolarmente.

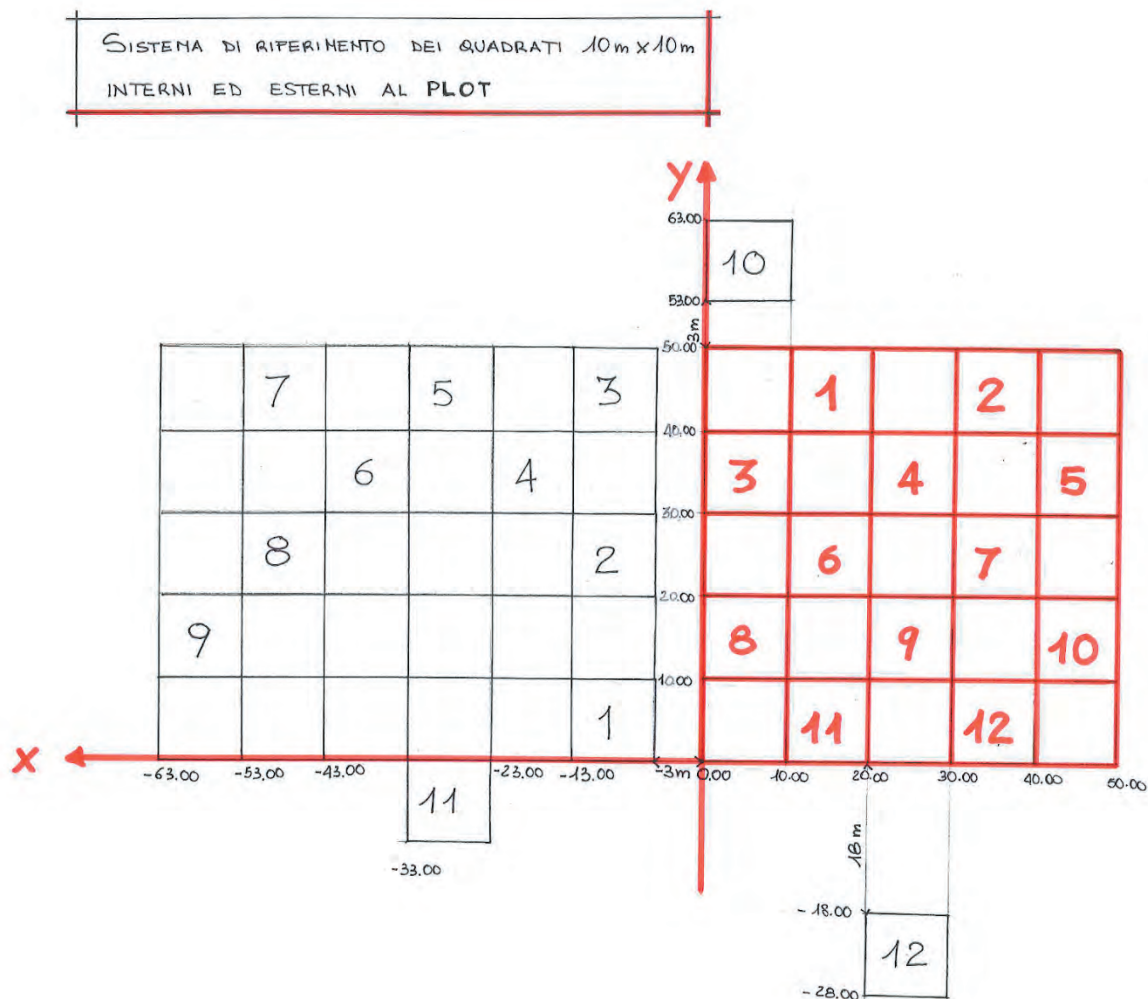
Gli angoli sono stati marcati con picchetti a terra e pali di castagno alti $\approx 1,30$ m.

I rilevatori sono pregati di verificare distanze e schema esterno ed eventualmente apportare le correzioni sulle mappe.

Gli angoli di riferimento per l'acquisizione di foto (Allegato I) sono colorati.

NB: A volte è abbozzata l'"area di controllo" o "di confronto" (pure recintata) che funge da riferimento "bianco", da non confondere con il plot LII.

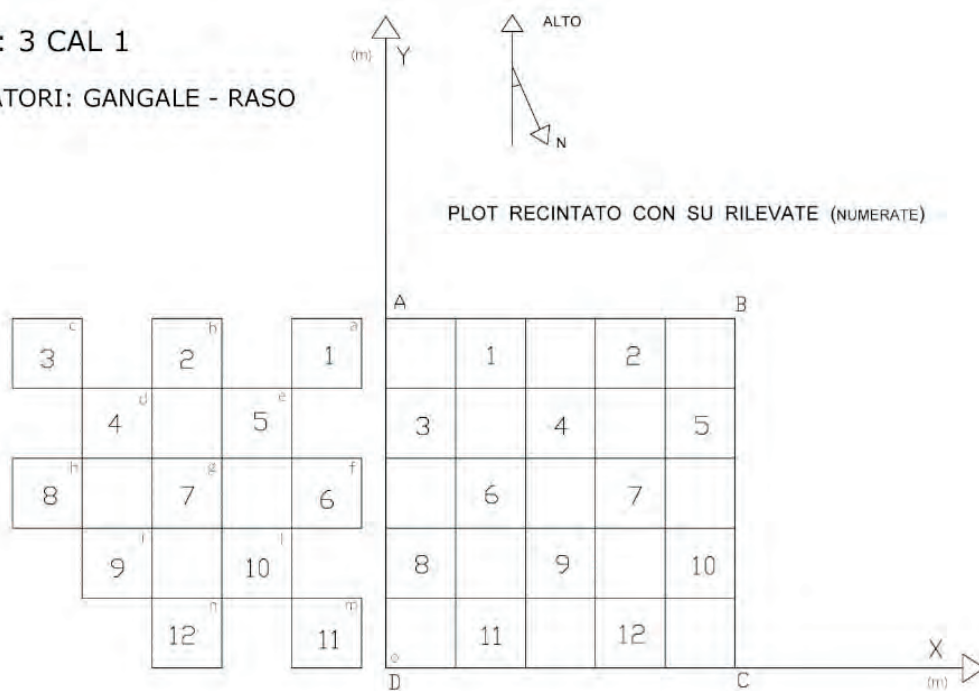
In rosso il plot recintato con schema di rilevamento IN (in nero il sistema OUT)



03CAL1

AREA: 3 CAL 1

RILEVATORI: GANGALE - RASO

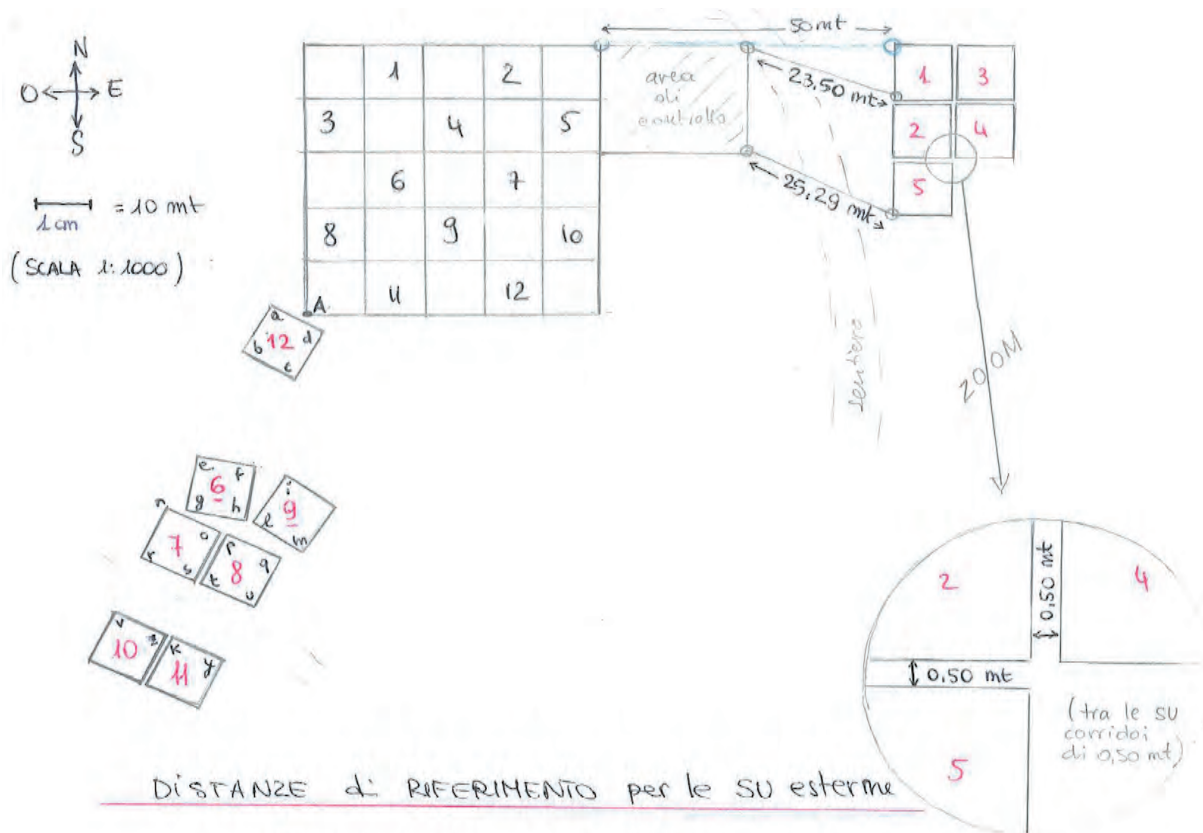


COORDINATE SU ESTERNE RILEVATE

SU 1: a (-3,5 ; 50) SU 7: g (-23,5 ; 30)
 SU 2: b (-23,5 ; 50) SU 8: h (-43,5 ; 30)
 SU 3: c (-43,5 ; 50) SU 9: i (-33,5 ; 20)
 SU 4: d (-33,5 ; 40) SU 10: l (-13,5 ; 20)
 SU 5: e (-13,5 ; 40) SU 11: m (-3,5 ; 10)
 SU 6: f (-3,5 ; 30) SU 12: n (-23,5 ; 10)

COORDINATE PLOT RECINTATO

A (0 ; 50) - B (50 ; 50) - C (50 ; 0) - D (0 ; 0)



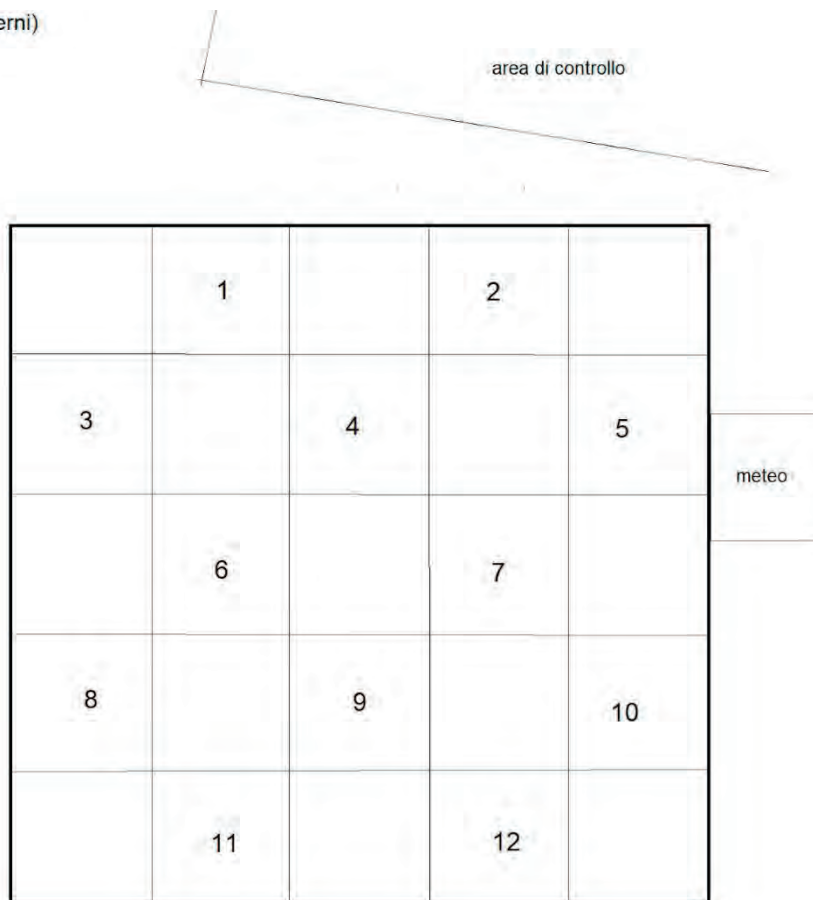
DISTANZE DI RIFERIMENTO per le SU esterne

$$\begin{aligned}
 \overline{Aa} &= 7,50 \text{ mt} & \overline{Ke} &= 5,70 \text{ mt} \\
 \overline{Ab} &= 13,30 \text{ mt} & \overline{yu} &= 5,80 \text{ mt} \\
 \overline{Ac} &= 14,70 \text{ mt} & \overline{zk} = \overline{st} = \overline{op} &= 0,50 \text{ mt} \\
 \overline{Ad} &= 4,50 \text{ mt} \\
 \overline{Ae} &= 32,00 \text{ mt} \\
 \overline{be} &= 19,0 \text{ mt} \\
 \overline{fe} &= 17,20 \text{ mt} \\
 \overline{fi} &= 5,10 \text{ mt} \\
 \overline{hl} &= 0,80 \text{ mt} \\
 \overline{ng} &= 3,30 \text{ mt} \\
 \overline{oh} &= 3,90 \text{ mt} \\
 \overline{pl} &= 4,10 \text{ mt} \\
 \overline{qm} &= 3,10 \text{ mt} \\
 \overline{rv} &= 5,80 \text{ mt} \\
 \overline{sz} &= 5,60 \text{ mt}
 \end{aligned}$$

05-EMI-1

09LAZ1/a

SU (quadrati interni)
PLOT 09LAZ1
10x10m



AREA 09LAZ1 - COORDINATE DELLE 12 S.U. ESTERNE Giugno 1999

N. della S.U.	N. picchetto	Polo di misurazione	Coordinate polari del picchetto		Azimut del 2° picchetto visto dal 1° (***)
			Angolo rispetto al Nord (*)	Distanza (metri) (**)	
1	1	vertice "A" (Sud) dell'area di controllo	110°	3,65	40°
	2		60°	11,60	
2	5	vertice "A" (Sud) dell'a.c.	55°	13,65	25°
	6	vertice "B" (Est) dell'a.c.	180°	11,60	
3	9	vertice "B" (Est) dell'area di controllo	170°	10	20°
	10		95°	4,25	
4	13	vertice "B" (Est) dell'area di controllo	330°	5,15	300°
	14		310°	14,75	
5	17	vertice NE del Plot 50x50	15°	6,90	280°
	18		315°	11,50	
6	21	vertice "B" (Est) dell'a.c.	70°	15,10	10°
7	25	picchetto 11 (S.U. 3)	80°	4,60	200°
8	29	picchetto 28 (S.U. 7)	75°	11,45	50°
9	33	picchetto 27 (S.U. 7)	110°	5,55	15°
10	37	picchetto 32 (S.U. 8)	115°	7,25	50°
11	41	picchetto 36 (S.U. 9)	145°	9,20	30°
12	45	picchetto 7 (S.U. 2)	140°	11,10	55°

(*) guardando dal polo di riferimento verso il picchetto; approssimato ai 5°

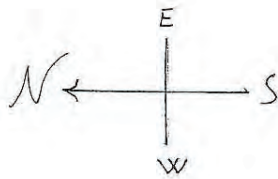
(**) tra il polo e il picchetto; approssimato ai 5 cm

(***) il 1° picchetto di ogni area è quello avente numero espresso da $[4(n-1) + 1]$, dove n è il numero dell'area; il secondo picchetto ha numero uguale a $[4(n-1) + 2]$. Si veda l'allegata tabella della numerazione dei picchetti.

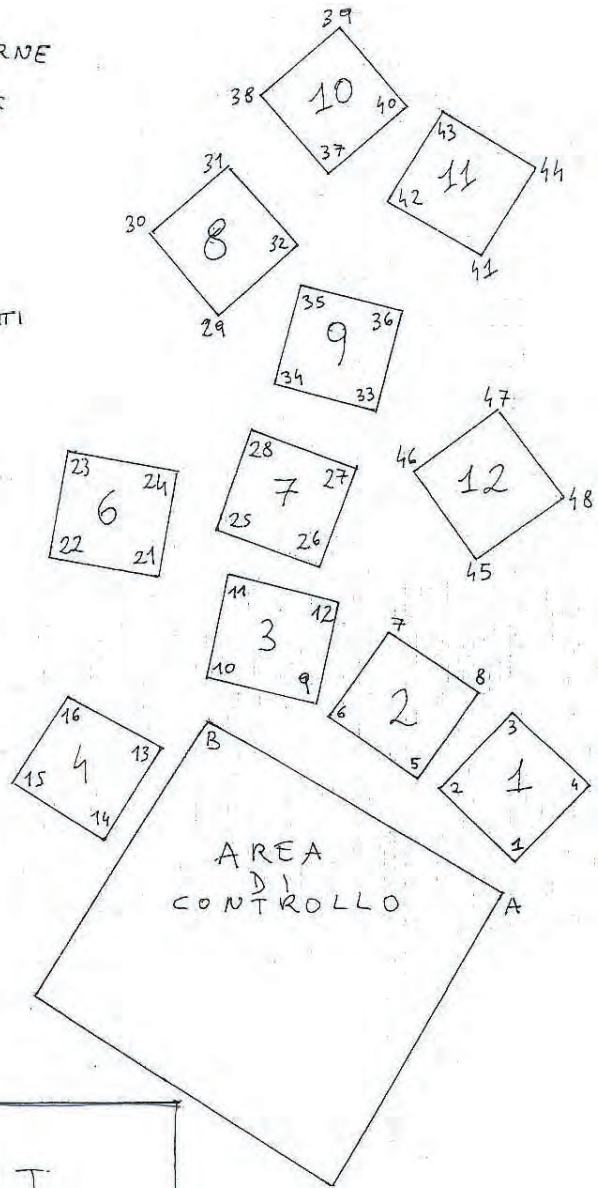
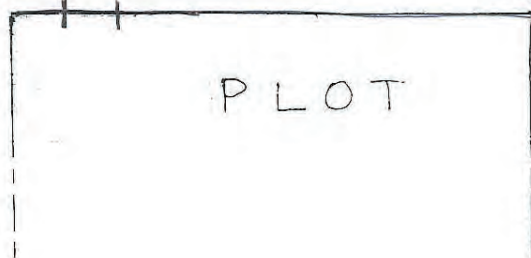
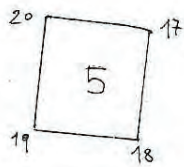
PLANIMETRIA 12 S.U. (10X10m) ESTERNE
GIUGNO 1999 - G. PRESTI & G. FILIBECK

I NUMERI GRANDI IDENTIFICANO LE S.U.

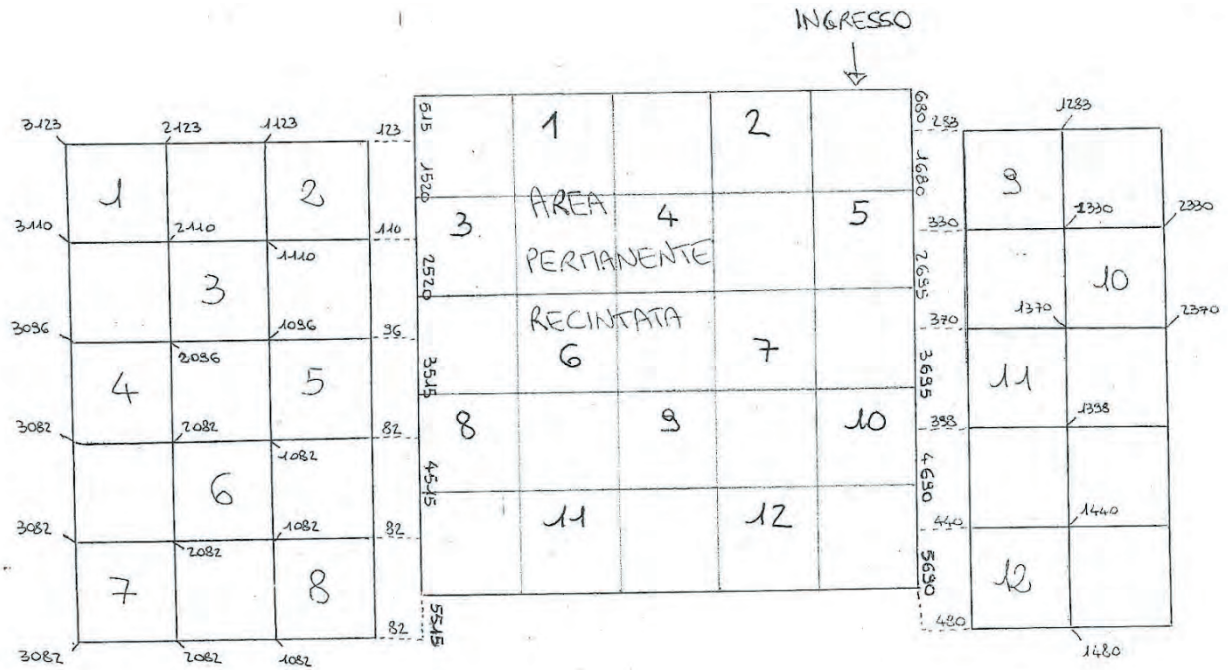
I NUMERI PICCOLI IDENTIFICANO I PICCHETTI



SCALA 1:500
1 CM = 5 M

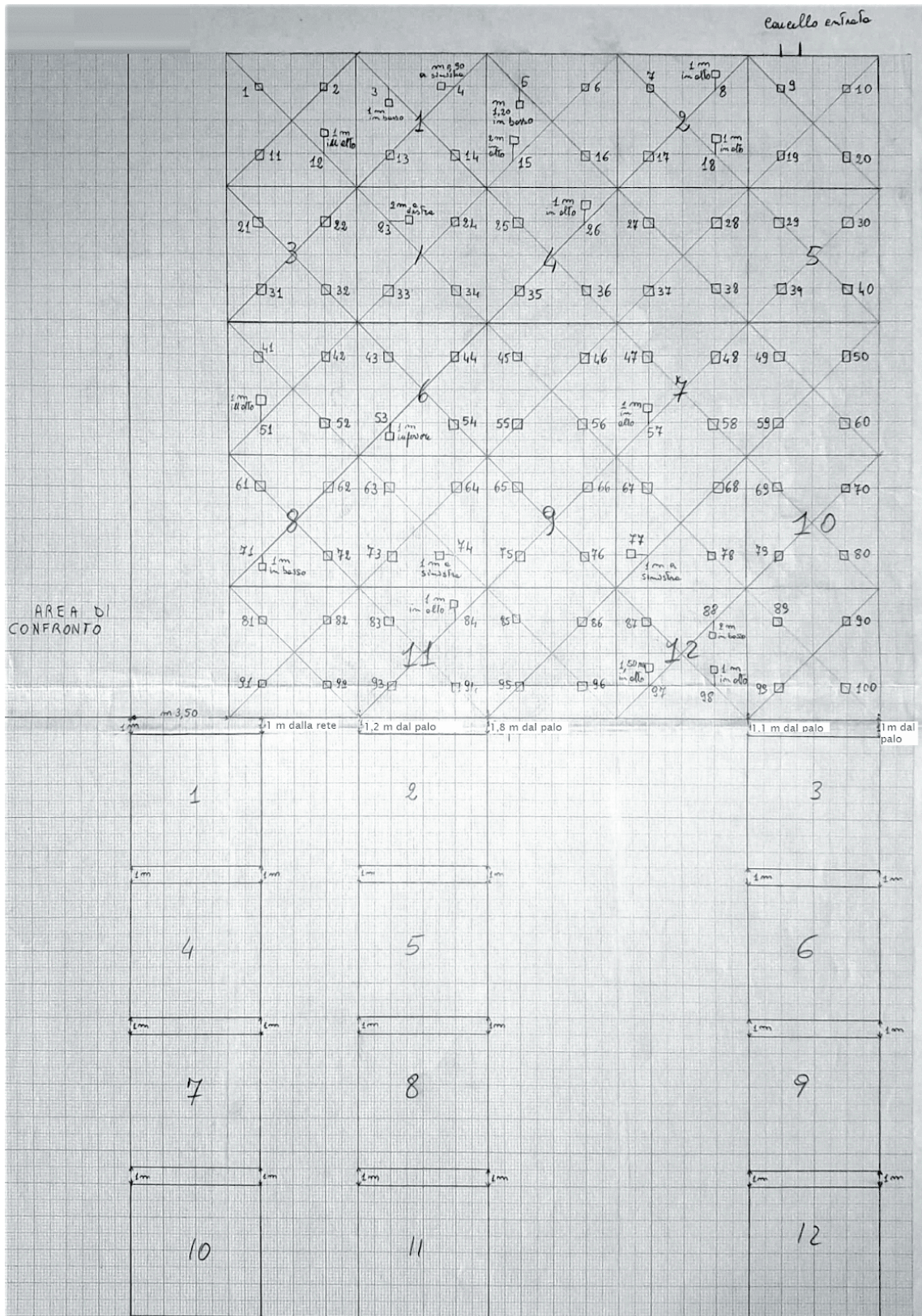


12PIE1



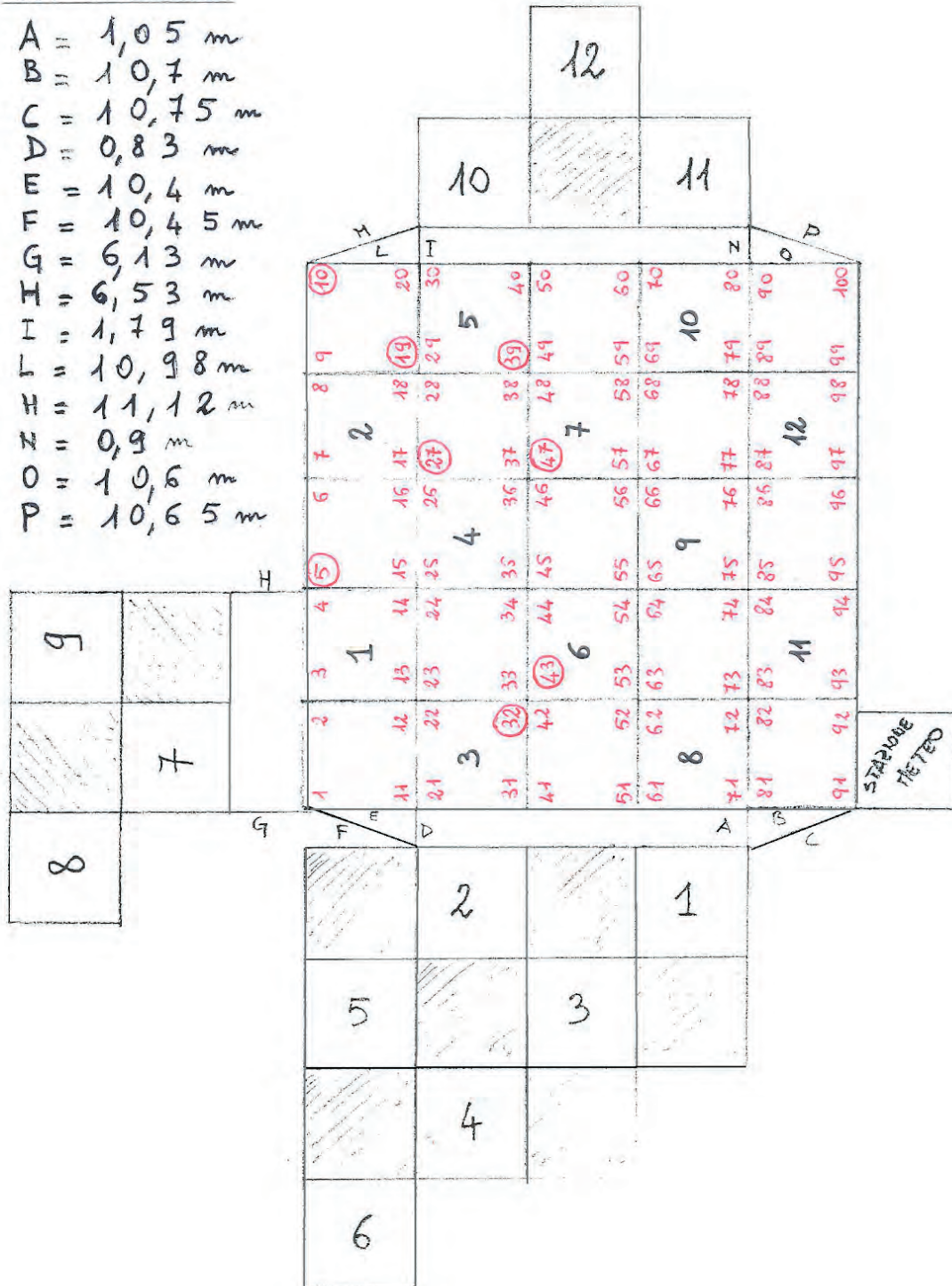
measure in cm

14SAR1

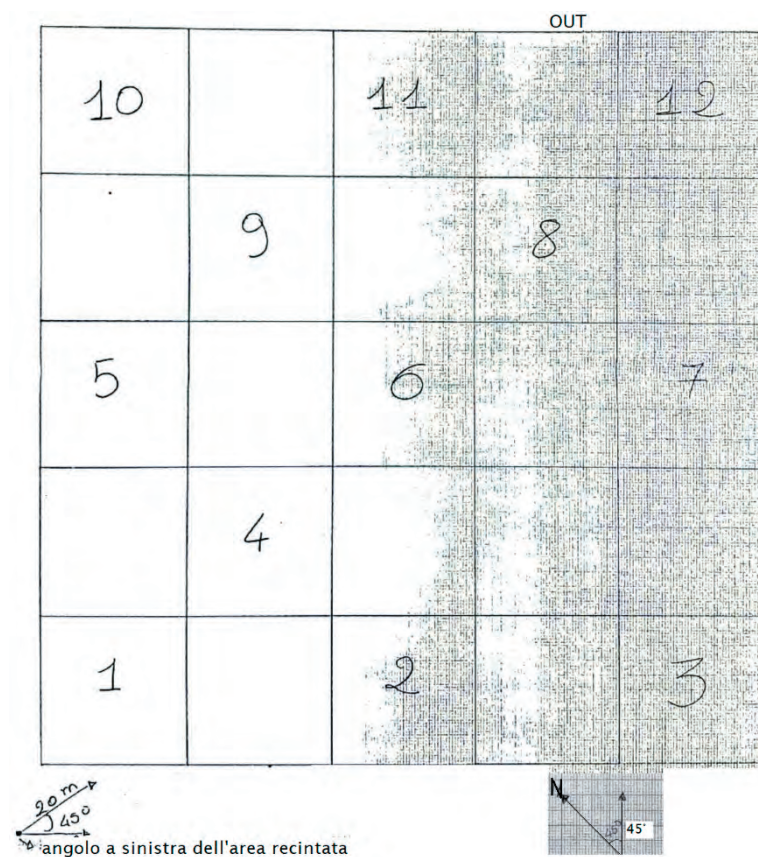
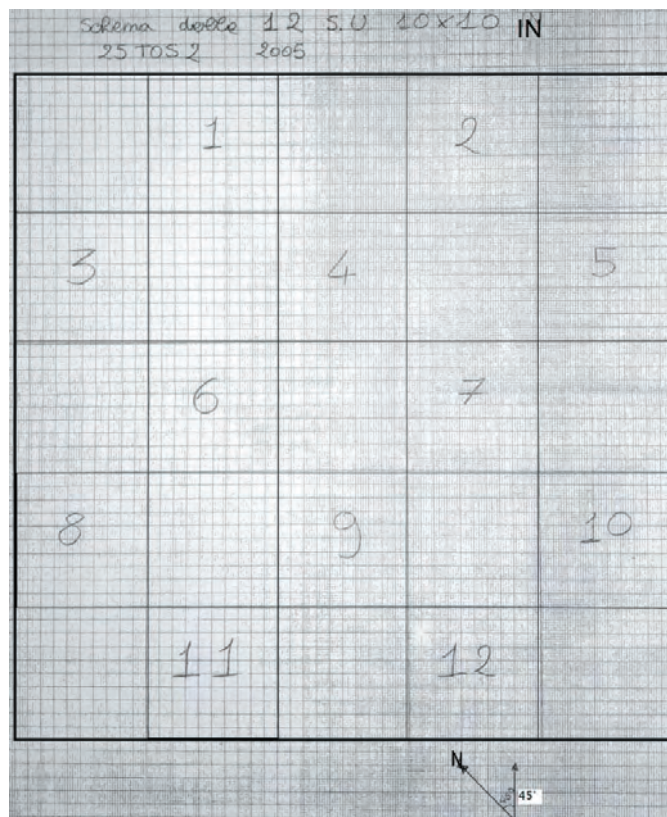


POSIZIONE S.U. 10x10 OUT
RISPETTO AGLI ANGOLI DEL
PLOT RECINTATO

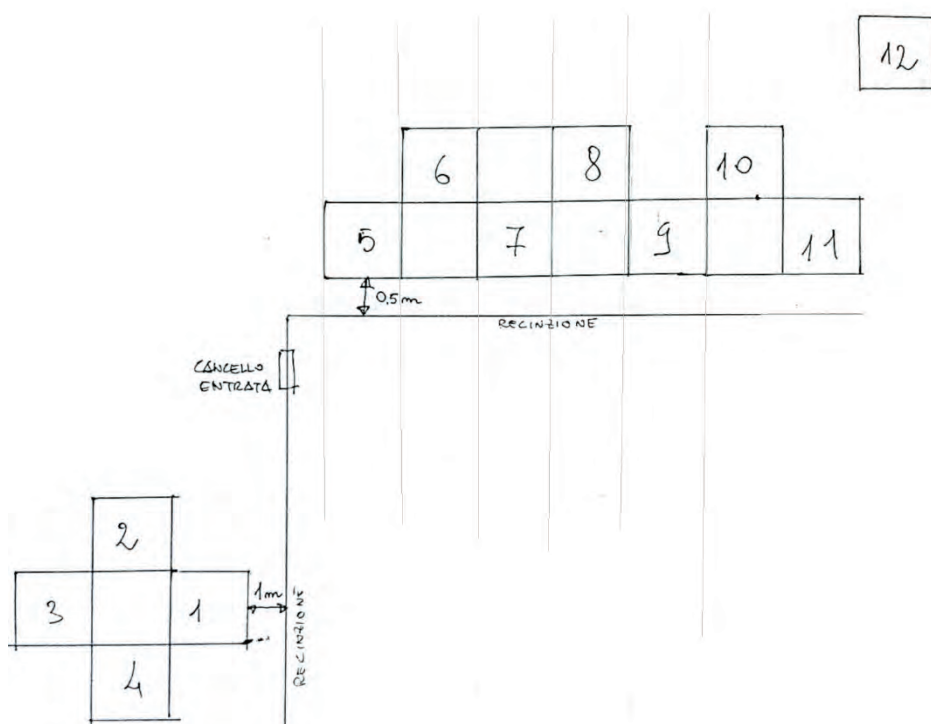
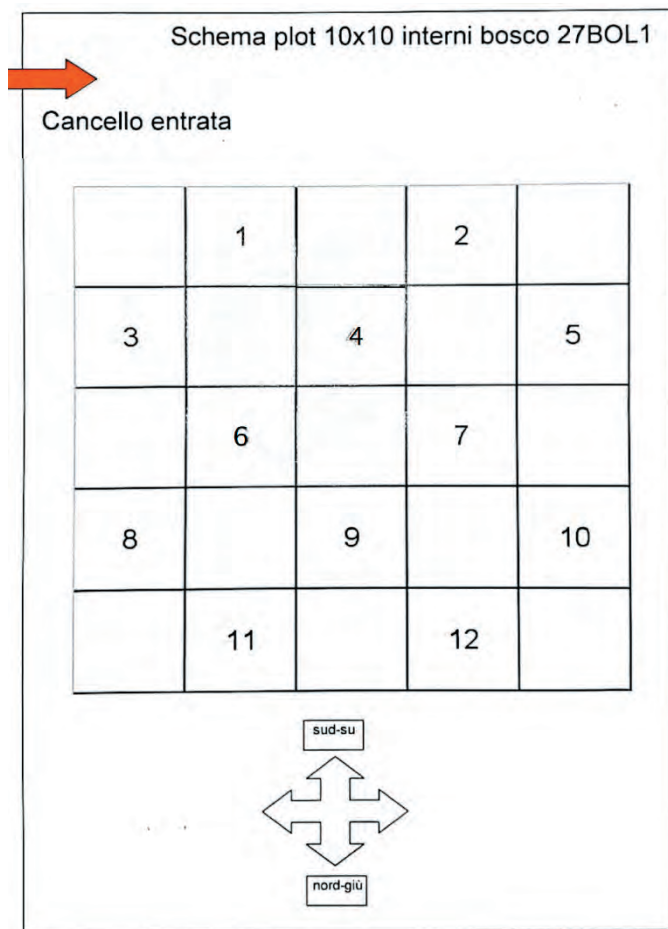
A = 1,05 m
B = 10,7 m
C = 10,75 m
D = 0,83 m
E = 10,4 m
F = 10,45 m
G = 6,13 m
H = 6,53 m
I = 1,79 m
L = 10,98 m
N = 11,12 m
O = 0,9 m
P = 10,65 m



25TOS2

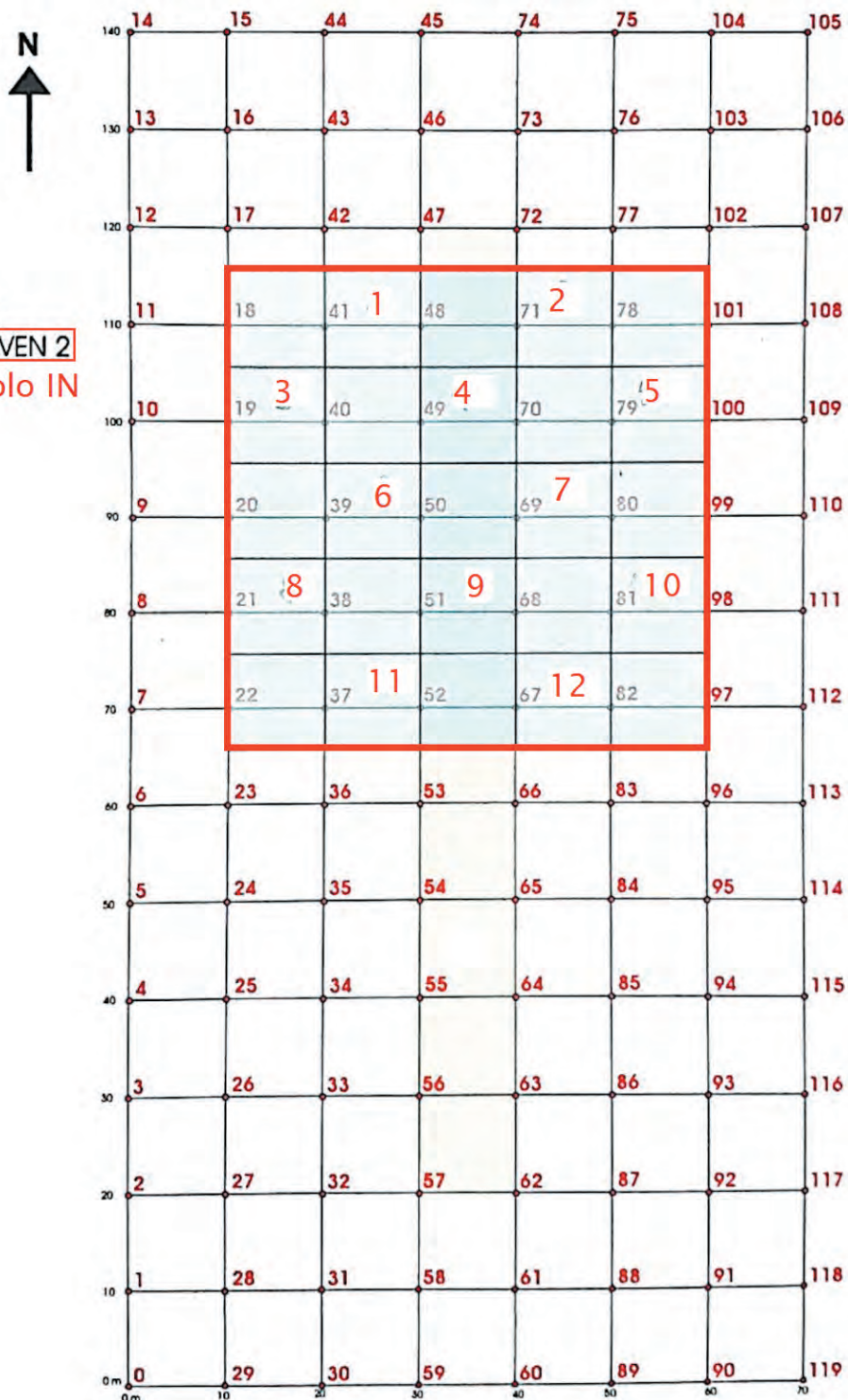


27BOL1



31VEN2

CORE AREA 2
AREA CONECOFOR VEN 2
 non recintata: solo IN



ALLEGATO III

BRIOFITE, LICHENI, PLANTULE

a) Briofite e Licheni

LIVELLO E STRUTTURA DI RIFERIMENTO PER NOMENCLATURA E SISTEMATICA

Briofite

Frey W., Frahm J.-P., Fischer E. & Lobin W. 1995: Die Moos- und Farnpflanzen Europas. In: Kleine Kryptogamenflora. Vol. IV. 6th ed. - Gustav Fischer Verlag, Stuttgart-Jena-New York.

Genere *Pleurozium* trasferito da Entodontaceae a Hypnaceae (v. anche pag. 305 in Frey et al. 1995).

Informazioni carenti per distinzione Famiglie nella subdivision *Marchantiales*.

Licheni

Wirth V. 1995: Die Flechten Baden-Württembergs. 2nd ed. (2 Vol.) Verlag Eugen Ulmer. Stuttgart.

Poelt J. 1974: Bestimmungsschlüssel europischer Flechten. Cramer. Vaduz.

Specie Boreali, Mediterranee, Atlantiche sono mancanti o imprecise.

Riferimenti Checklist locali, nazionali sono sempre da specificare in annotazioni delle schede e nella relazione finale.

b) Plantule

Csapody Vera, 1968: Keimlings-bestimmungsbuch der dikotyledonen. Akadémiai Kiadó, Budapest.

ALLEGATO IV

SCHEDE DI CAMPO PER I RILEVAMENTI

- Delle SU nel sistema esterno al Plot.
- Delle SU all'interno al Plot (recintato).

NB: Stampare (idealmente fronte\retro) un numero adeguato di copie di entrambe le pagine eccedente il numero di SU.

Lungo il transetto chiuso, all'interno del Plot.

NB: Stampare la prima pagina e un numero adeguato di copie della successiva, in modo che le colonne raggiungano circa 2000 righe per le piccole SU.

BIBLIOGRAFIA: testi consigliati per approfondimento

Allegrini M-C, Canullo R, Campetella G, 2009 ICP-Forests (International Co-operative Programme on Assessment and Monitoring of Air Pollution Effects on Forests): Quality Assurance procedure in plant diversity monitoring. *J. Environ. Monit.* 11: 782-787.

Brudvig LA, 2017 Toward prediction in the restoration of biodiversity. *Journal of Applied Ecology* 54: 1013–1017.

Canullo R, Allegrini M-C, Campetella G, De Laurentis D, Petriccione B, 2005 Programma Nazionale per il Controllo degli Ecosistemi Forestali (CON.ECO.FOR.): Studio della Vegetazione. Manuale per le operazioni di campionamento. Università di Camerino, Ministero Politiche Agricole e Forestali, CFS. Camerino-Roma, pp. 28.

Canullo R, Starlinger F, Granke O, Fischer R, Aamlid D, Dupouey JL, 2020: Part VII.1: Assessment of Ground Vegetation. V, 2020-1. In: UNECE ICP Forests Programme Coordinating Centre (ed.): Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests. Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, pp. 14 + Annex. ISBN: 978-3-86576-162-0 [<http://www.icpforests.org/manual.htm>].

Canullo R, Starlinger F, Giordani F, 2013 Diversity and Composition of Plant and Lichen Species. In: Ferretti M and Fischer R (eds), *Forest Monitoring: Methods for Terrestrial Investigations in Europe with an Overview of North America and Asia. Developments in Environmental Science* 12: 237-250. Elsevier, Oxford, UK. ISBN: 978-0080982229 [<https://www.sciencedirect.com/bookseries/developments-in-environmental-science/vol/12/suppl/C>].

Canullo R, Allegrini M-C, Campetella G, 2012 Manuale nazionale di riferimento per la raccolta dei dati di vegetazione nella rete italiana CONECOFOR LII (Programma Nazionale per il Controllo degli Ecosistemi Forestali – UN/ECE, ICP Forests). *Braun-Blanquetia* 48: 1-65. [<http://www.scienzadella-vegetazione.it/sisv/libreria/braun-blanquetia/BRBL48.pdf>].

Ferretti M, Bussotti F, Campetella G, Canullo R, Chiarucci A, Fabbio G, Petriccione B, 2006 Biodiversity its assessment and importance in the Italian programme for the intensive monitoring of forest ecosystems CONECOFOR. *Ann. Ist. Sper. Selv.* 30 (Suppl. 2): 3-16.

Ferretti M, Beuker E, Calatayud V, Canullo R, Dobbertin M, Eichhorn J, Neumann M, Roskams P, Schaub M, 2013 Data Quality in Field Surveys: Methods and Results for Tree Condition, Phenology, Growth, Plant Diversity and Foliar Injury due to Ozone. In: Ferretti M and Fischer R (eds), *Forest Monitoring: Methods for Terrestrial Investigations in Europe with an Overview of North America and Asia. Developments in Environmental Science* 12: 237-250. Elsevier, Oxford, UK.

Juhász-Nagy P, & Podani J 1983 Information theory methods for the study of spatial processes and succession. *Vegetatio* 51: 129-140.

Magurran A, McGill BJ (eds) 2010 *Biological diversity: frontiers in measurement and assessment*. Oxford University Press, Oxford, pp. 345.

Palmer MW, van der Maarel E 1995 Variance in species richness, species association, and niche limitation. *Oikos* 73: 203-213.

Papitto G, Quattrini V, Ciondolo C, Cocciufa C (a cura di) 2021. Rete NEC Italia - Monitoraggio degli ecosistemi terrestri. Lo stato delle foreste italiane. Arma dei Carabinieri, CUFA - Comando Unità Forestali Ambientali e Agroalimentari, Roma, pp. 116. [https://www.carabinieri.it/docs/default-source/generic/monografia-ii-livello_organized.pdf?sfvrsn=7c771823_0].

Perez-Harguindeguy N, Diaz S, Garnier E, Lavorel S, Poorter H, Jaureguiberry P, ... & Cornelissen JHC 2016 (2013) Corrigendum to: “New handbook for standardised measurement of plant functional traits worldwide”. *Australian Journal of botany* 64(8): 715-716 (*Australian Journal of Botany* 61: 167–234).

Pignatti S., 1982 Flora d'Italia. Edagricole, Bologna. 3 Voll.

Standish RJ, Hobbs RJ, Mayfield MM, Bestelmeyer BT, Suding KN, Battaglia L, Eviner V, Hawkes CV, Temperton VM, Cramer VA, Harris JA, Funk JL, Thomas PA 2014 Resilience in ecology: abstraction, distraction, or where the action is? *Biological Conservation* 177: 43–51.

Tichý L., Axmanová I., Dengler J., Guarino R., Jansen F., Midolo G., ... & Chytrý M., 2023 Ellenberg-type indicator values for European vascular plant species. *Journal of Vegetation Science*, e13168.

Tsakalos JL, Chelli S, Campetella G, Canullo R, Simonetti E, Bartha S 2022 comspat: an R package to analyze within-community spatial organization using species combinations. *Ecography*, 2022: e06216.

Wildi O, Feldmeyer-Christe E, Ghosh S, Zimmermann NE 2004 Comments on vegetation monitoring approaches. *Comm. Ecol.* 5: 1–5.



1.2.2. Licheni

**Procedure di rilievo della diversità dei licheni epifiti
come indicatori dell'inquinamento dell'aria negli ecosistemi forestali**

**Procedures for surveying the diversity of epiphytic lichens
as indicators of air pollution in forest ecosystems**

Fрати L., Brunialti G.

Corresponding author: Dr.ssa Luisa Frati, frati@terradata.it

**TerraData environmetrics, Spin Off Accademico dell'Università di Siena,
58025 Monterotondo Marittimo (GR), Italia.**

1. MANUALI per il monitoraggio della biodiversità dei licheni epifiti come indicatori dell'inquinamento dell'aria negli ecosistemi forestali

Questo capitolo comprende i manuali che utilizzano la risposta dei licheni epifiti nei confronti dell'effetto dell'inquinamento atmosferico e dei cambiamenti climatici negli ecosistemi forestali.

I licheni sono funghi che vivono in simbiosi con alghe e/o cianobatteri e sono caratterizzati da un metabolismo basato essenzialmente sugli scambi gassosi con l'atmosfera. Questo li rende estremamente sensibili alla presenza di sostanze chimiche in aria e di conseguenza questi organismi sono riconosciuti come utili indicatori dello stato di salute delle foreste, dell'inquinamento atmosferico e dei cambiamenti climatici (Nimis et al. 2002; Ellis 2019).

A seconda degli aspetti ecologici che possiamo considerare nel monitoraggio mediante licheni, si possono distinguere diversi approcci metodologici. Il metodo più comunemente utilizzato in ambito forestale prevede il rilevamento della diversità dei licheni epifiti all'interno di un reticolo di campionamento (Stofer et al. 2016). Il metodo richiede il riconoscimento di tutte le specie presenti (licheni fogliosi, fruticosi e crostosi) e quindi è applicabile da un personale altamente qualificato, con una formazione lichenologica.

Un altro valido approccio per seguire gli andamenti degli effetti della qualità dell'aria prende in considerazione la risposta di gruppi funzionali di licheni, individuati sulla base di particolari caratteristiche ecologiche e fisiologiche (es. forma di crescita, sensibilità o resistenza agli inquinanti). Questi aspetti della diversità funzionale dei licheni hanno il vantaggio di poter essere considerati nell'ambito di metodi semplificati che sono applicabili anche da personale non esperto di tassonomia di licheni, ma formato su specifiche linee guida di campo illustrate durante appositi corsi di formazione.

I manuali qui raccolti sono stati sviluppati nell'ambito delle Azioni B2 e B4 del progetto LIFE MODERn (NEC) per essere adottati nel contesto della rete NEC Italia (Tabella 1), anche se possono rivelarsi un ottimo strumento conoscitivo anche nell'ambito degli altri siti della rete CON.ECO.FOR. (Livello I e II).

In particolare, i manuali riguardano i seguenti aspetti (Tabella 1):

Tabella 1 - Caratteristiche dei manuali per il monitoraggio della biodiversità dei licheni epifiti come indicatori dell'inquinamento dell'aria negli ecosistemi forestali.

<i>Manuale</i>	<i>Indicatore</i>	<i>Variabili</i>	<i>Descrizione</i>
Valutazione della vitalità e dello stato di conservazione del lichene indicatore <i>Lobaria pulmonaria</i> : un metodo di valutazione rapida della biodiversità (RBA).	Specie indicatrice <i>Lobaria pulmonaria</i> .	1) abbondanza di <i>Lobaria pulmonaria</i> (livello di albero e di plot); 2) presenza di talli giovanili (< 2cm); 3) presenza di lobi ascendenti meristematici; 4) presenza di propaguli vegetativi;	Il lichene <i>Lobaria pulmonaria</i> è una specie fogliosa a lobi larghi molto sensibile all'inquinamento atmosferico e in forte declino in tutta Europa. Può essere considerato un ottimo indicatore della qualità dell'aria e della continuità forestale (cfr. ad es. Nascimbene et al. 2013, 2016; Brunialti et al. 2015a, 2015b). Il metodo fa riferimento al proto-

(segue Tabella 1)

		5) presenza di corpi frutiferi del fungo.	collo di campionamento di precedenti studi condotti da Brunialti et al. (2015a, 2015b).
Diversità funzionale dei licheni: linee guida per la valutazione della diversità dei licheni epifiti fruticosi al suolo.	Licheni epifiti fruticosi.	1) numero di specie; 2) abbondanza.	I licheni fruticosi sono particolarmente sensibili all'inquinamento e ai cambiamenti climatici, dato il loro ampio rapporto tra superficie e massa che comporta una maggiore esposizione alle deposizioni atmosferiche (ad esempio, Knops et al. 1996; Stanton et al. 2014). Queste caratteristiche rendono questo gruppo funzionale un utile indicatore per seguire l'evoluzione di questi aspetti negli ecosistemi forestali (vedi ad esempio McCune 1994; Dettki e Esseen 2003; Lehmkuhl 2004; Nascimbene et al. 2019).
Valutazione della diversità dei licheni epifiti: Indice di Biodiversità Lichenica (IBL).	Diversità dei licheni epifiti (Indice di Biodiversità Lichenica, IBL; Lichen Diversity Value, LDV sensu Stofer et al., 2016).	1) numero di specie; 2) Indice di Biodiversità Lichenica.	Il metodo di bioindicazione utilizzato a livello italiano ed europeo (Nimis et al. 2001, Asta et al. 2002, EN 16413 2014) si basa sulla valutazione dell'Indice di Biodiversità Lichenica (IBL) su tronchi d'albero. Tale indice viene definito come la somma delle frequenze delle specie licheniche presenti all'interno di un reticolo posizionato sul tronco di alberi con caratteristiche standard. Il metodo richiede il riconoscimento di tutte le specie presenti (compresi i licheni crostosi) e quindi è applicabile da un personale altamente qualificato, con una formazione lichenologica.

Valutazione della vitalità e dello stato di conservazione del lichene indicatore *Lobaria pulmonaria*: un metodo di valutazione rapida della biodiversità (RBA). Questo metodo si basa sulla risposta di questa specie indicatrice, che essendo di facile identificazione in campo può essere rilevata anche da personale non esperto di tassonomia dei licheni.

Diversità funzionale dei licheni: linee guida per la valutazione della diversità dei licheni epifiti fruticosi al suolo. Questo metodo riguarda la raccolta di licheni epifiti fruticosi caduti al suolo per valutarne abbondanza e diversità. La raccolta può essere effettuata da non esperti lichenologi, che invece saranno coinvolti nella successiva fase di identificazione delle specie in laboratorio.

Metodo dell'Indice di Biodiversità Lichenica (IBL). Si basa sulla valutazione della diversità dei licheni epifiti all'interno di un reticolo di campionamento. Sono conteggiate tutte le specie (inclusi i licheni crostosi) per ottenere un indice sintetico che può essere interpretato in funzione della qualità dell'aria.

2. Valutazione della vitalità e dello stato di conservazione del lichene indicatore *Lobaria pulmonaria*: un metodo di valutazione rapida della biodiversità (RBA)

MANUALE DI CAMPAGNA

2.1. Introduzione

La specie fogliosa a lobi larghi *Lobaria pulmonaria* (L.) Hoffm. è molto sensibile all'inquinamento atmosferico e in forte declino in tutta Europa (Figura 1). Diversi studi hanno dimostrato la sua idoneità sia come specie bandiera che come specie ombrello per la conservazione della natura, dal momento che è facile da identificare ed è associata a molti altri organismi forestali rari o in via di estinzione (vedi ad esempio, Nilsson et al. 1995; Campbell e Fredeen 2004; Nascimbene et al. 2010, 2013; Di Nuzzo et al. 2022). Inoltre, questa specie può essere rilevata con successo anche da lichenologi non esperti, ad esempio da personale formato nell'ambito di appositi corsi di formazione. Queste caratteristiche lo rendono un ottimo indicatore della qualità dell'aria e della continuità forestale, soprattutto per lo sviluppo di un metodo di Valutazione Rapida della Biodiversità (RBA) nell'ambito della Rete della Direttiva NEC.



Figura 1 - Talli del lichene foglioso a lobi larghi *Lobaria pulmonaria* sul tronco di castagni. Nell'immagine sotto l'esemplare appare di colore verde brillante perché bagnato (Foto: G. Brunialti).

2.2. Obiettivi

L'obiettivo principale di questo manuale è valutare la vitalità e lo stato di conservazione delle popolazioni di *Lobaria pulmonaria* come indicatore dell'inquinamento atmosferico e del cambiamento climatico. Il metodo fa riferimento al protocollo di campionamento di precedenti studi condotti da Brunialti et al. (2015a, 2015b).

Gli obiettivi specifici sono definiti come segue:

- valutare la presenza e l'abbondanza di *Lobaria pulmonaria* a livello di albero e di plot;
- valutarne lo stato di conservazione e la salute in termini di crescita attiva (presenza di lobi meristemati) e capacità di dispersione (presenza di talli giovanili, propaguli vegetativi e corpi fruttiferi).

L'andamento di questi parametri nei siti della Rete NEC fornirà risposte di allerta precoce ai cambiamenti ambientali forestali, in atto nel medio-lungo periodo.

2.3. Localizzazione delle misure

La valutazione dei parametri di presenza e vitalità di *Lobaria pulmonaria* viene effettuata su tutti gli alberi presenti nei plot di Livello I o di Livello II, indipendentemente dal tipo di scorza delle specie arboree o dal DBH degli individui arborei.

2.4. Operazioni di misura

2.4.1. Raccolta dei dati in campo

Questo metodo può essere adottato solo nei plot in cui *Lobaria pulmonaria* è presente. In ogni plot viene valutata la presenza di esemplari di questa specie sul tronco di tutti gli alberi in un'altezza compresa tra 0 e 2 metri.

A livello di plot, l'abbondanza di *Lobaria pulmonaria* è attribuita secondo una scala ordinale: i) rara: 1-3 alberi per plot; ii) sporadica: 4-10 alberi per plot; iii) abbondante: >10 alberi per plot.

A livello di albero, devono essere annotati i seguenti dati:

- 1) abbondanza di *Lobaria pulmonaria* utilizzando la seguente scala ordinale: i) rara: 1-3 talli per albero; ii) sporadica: 4-10 talli per albero; iii) abbondante: > 10 talli per albero;
- 2) presenza di talli giovanili (< 2cm);
- 3) presenza di lobi ascendenti meristemati (Figura 2);
- 4) presenza di propaguli vegetativi (isidi e soredi; Figura 3);
- 5) presenza di corpi fruttiferi del fungo (Figura 4).

I dati di ciascuno dei parametri da 2 a 5 devono essere valutati adottando le seguenti scale ordinali: i) assente; ii) sporadica: <10 talli (o lobi o apotecii); iii) abbondante: > 10 talli (o lobi o apotecii).

Nelle Figure 2-5 sono riportate alcune foto descrittive delle strutture di *Lobaria pulmonaria* da valutare nel corso delle indagini (foto modificate da Brunialti et al. 2015b).



Figura 2 - Esempio di lobi meristematici: lobi a crescita ascendente di Lobaria pulmonaria. Le porzioni apicali più scure sono quelle che presentano le proprietà meristematiche e in cui avviene la crescita apicale (Foto: G. Brunialti).

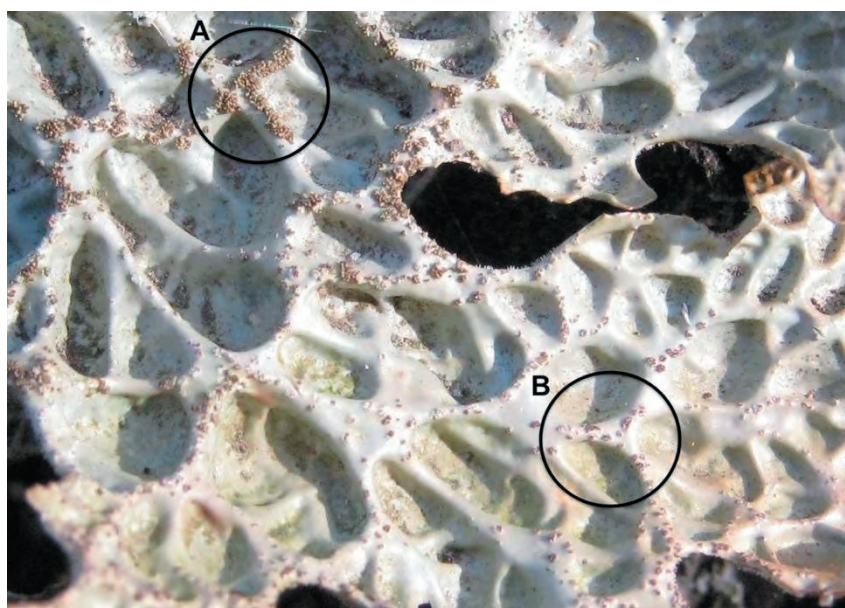


Figura 3 - Porzione ingrandita del tallo di Lobaria pulmonaria in cui sono visibili entrambe le forme di propaguli vegetativi. A: isidi, strutture di propagazione vegetativa formate da estroflessioni della superficie superiore del tallo (sono corticati); B: soredi, strutture propagative formate da ife e alghe (non sono corticati).

2.4.2. Equipaggiamento

Le attrezzature necessarie per la raccolta dei dati sono: schede di campo, un metro a nastro, una lente di ingrandimento (10x), un righello o un calibro, una macchina fotografica.



Figura 4 - Particolare di un tallo di Lobaria pulmonaria con numerosi corpi fruttiferi del fungo (APO-TECI) di forma circolare (ingranditi nel riquadro centrale) (Foto: Sonia Ravera).



Figura 5 - Particolare di lobi a crescita discendente di Lobaria pulmonaria: si tratta di lobi senescenti in cui le proprietà meristematiche sono inattivate (Foto: G. Brunialti).

2.4.3. Frequenza del campionamento

Idealmente la valutazione di *Lobaria pulmonaria* dovrebbe essere effettuata almeno ogni cinque anni. A livello nazionale, le ripetizioni delle indagini a intervalli più brevi (es. valutazione annuale) possono essere utili per rilevare piccoli cambiamenti nei parametri campionati.

2.4.4. Raccolta di campioni

La raccolta di esemplari di *Lobaria pulmonaria* non è prevista ed è fortemente sconsigliata, essendo questa specie inclusa nella lista rossa dei licheni d'Italia. È invece incoraggiata l'acquisizione di fotografie degli esemplari di *Lobaria pulmonaria* e/o delle caratteristiche oggetto di indagine (es. presenza di corpi fruttiferi, lobi meristemati, ecc.).

2.4.5. Procedure di assicurazione e controllo di qualità dei dati

A livello nazionale dovrebbero essere organizzati corsi di formazione e intercalibrazione. Gli obiettivi e i limiti di qualità dei dati saranno definiti sulla base dei risultati dei primi test di intercalibrazione. Nel frattempo, è possibile fare riferimento agli Obiettivi e Limiti di Qualità dei Dati fissati dal Field Manual ICP parte VII.2 (DQO: Controllo $\pm 20\%$; DQL: $\geq 80\%$ delle squadre che soddisfano i requisiti DQO).

2.5. Conferimento dei dati di campo

Al termine dell'indagine, i dati raccolti in campo, comprese le fotografie scattate agli esemplari di *Lobaria*, dovranno essere inviati al National Focal Centre che si occuperà della loro validazione e della fase successiva di elaborazione dei dati.

3. Diversità funzionale dei licheni: linee guida per la valutazione della diversità dei licheni epifiti fruticosi al suolo

MANUALE DI CAMPAGNA

3.1. Introduzione

I licheni fruticosi, e in particolare le specie filamentose, avendo un ampio rapporto superficie/massa, sono più esposti alle deposizioni degli inquinanti atmosferici e perciò sono particolarmente sensibili all'inquinamento e ai cambiamenti climatici (cfr. ad es., Knops et al. 1996; Stanton et al. 2014; Esseen et al. 2016). Queste caratteristiche rendono questo gruppo funzionale un utile indicatore per seguire l'evoluzione di questi aspetti negli ecosistemi forestali (vedi ad esempio McCune 1994; Dettki e Esseen 2003; Lehmkuhl 2004; Nascimbene et al. 2019). Inoltre, sebbene la loro identificazione a livello di specie possa essere problematica per i non esperti, a livello di gruppo morfologico sono chiaramente distinguibili sul campo anche ad occhio nudo anche da non lichenologi (Nascimbene et al. 2019).

Il metodo adottato in questo manuale si basa sulla valutazione del numero e dell'abbondanza di specie di licheni epifiti fruticosi presenti al suolo (inclusi lettiera, sterpi e rami caduti) ed è stato redatto a partire dalla recente letteratura in materia. Lo scopo è quello di avere a disposizione un metodo semplificato basato sull'acquisizione di un nuovo indicatore di integrità degli ecosistemi forestali da adottare nella rete della Direttiva NEC.

3.2. Obiettivi

L'obiettivo principale di questo metodo è valutare, a livello di plot, la presenza di licheni epifiti fruticosi caduti al suolo (numero di specie e relativa abbondanza) come indicatore di inquinamento atmosferico e cambiamenti climatici. Lo studio dell'andamento di questo parametro nei siti della Rete NEC fornirà risposte di allerta precoce ai cambiamenti ambientali forestali nel medio-lungo periodo.

3.3. Localizzazione dei campionamenti

La valutazione della presenza di licheni fruticosi epifiti caduti al suolo viene effettuata a livello di plot nei siti di Livello II.



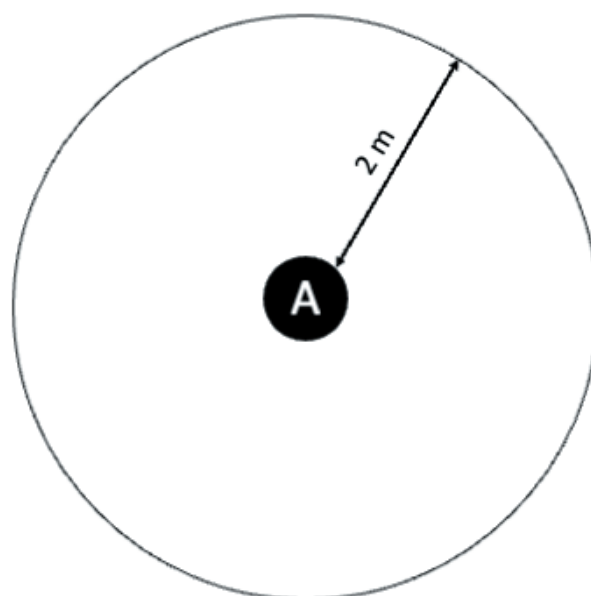
Figura 1 - Esempi di licheni fruticosi piuttosto comuni nei boschi italiani. In senso orario dall'alto verso il basso: *Evernia prunastri* (L.) Ach.; *Pseudevernia furfuracea* (L.) Zopf var. *furfuracea*; *Ramalina fastigiata* Pers. (Ach.); *Ramalina farinacea* L. (Ach.). Foto: Giorgio Brunialti.

3.3.1. Strategia di campionamento

La raccolta di licheni fruticosi epifiti caduti al suolo viene effettuata per ogni plot all'interno di 12 sub-plot circolari di 2 m di raggio centrati su 12 alberi selezionati casualmente fra quelli con $DBH \geq 13$ cm. La selezione casuale degli alberi viene effettuata utilizzando le informazioni della banca dati degli alberi presenti nei plot di Livello II (codice albero), trascurando gli esemplari con $DBH < 13$ cm.

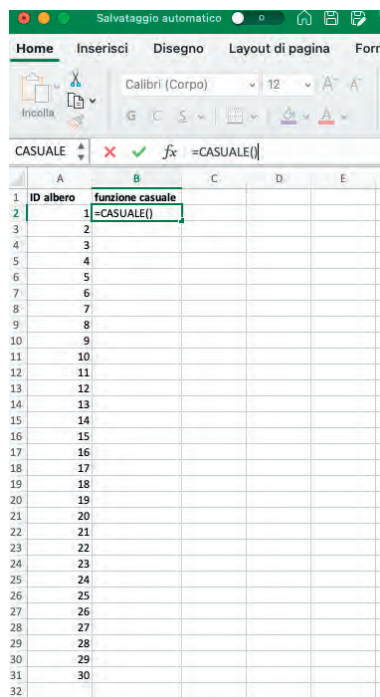
3.3.1.1. Selezione degli alberi per individuare i sub-plot

Figura 2 - Strategia di campionamento: individuazione del sub-plot in corrispondenza dell'albero selezionato casualmente (A). La superficie di campionamento dei licheni al suolo (sub-plot) viene individuata all'interno della corona circolare di 2 metri a partire dal tronco dell'albero. Non è necessario materializzare il sub-plot.

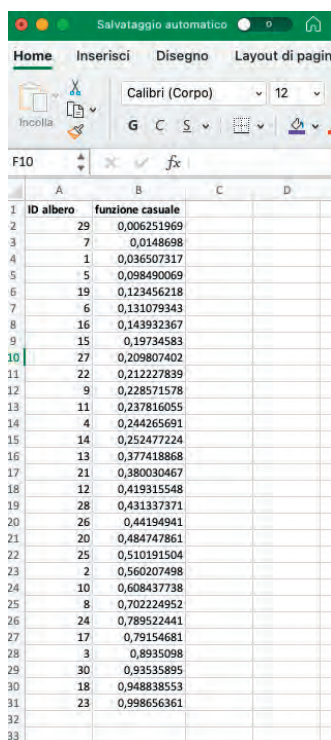


A partire dal database degli alberi presenti in ciascun plot di livello II, selezionare in maniera casuale 12 alberi con $DBH \geq 13$ cm adottando la seguente procedura.

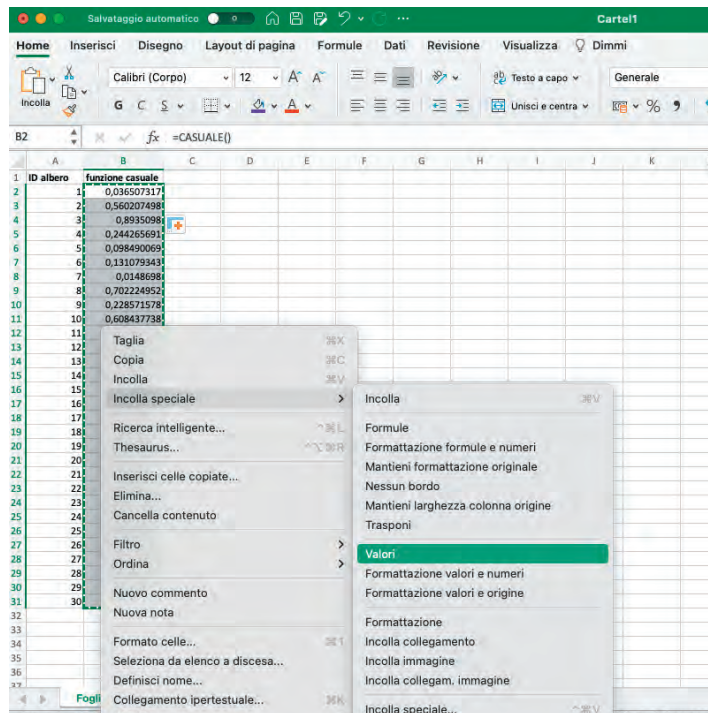
- 1) Su file .xlsx degli alberi del plot, estrapolare solo gli ID degli alberi con $DBH \geq 13$ cm.
- 2) Inserire una colonna accanto a quella con i codici ID degli alberi selezionati. In corrispondenza del primo albero, inserire la funzione =CASUALE()



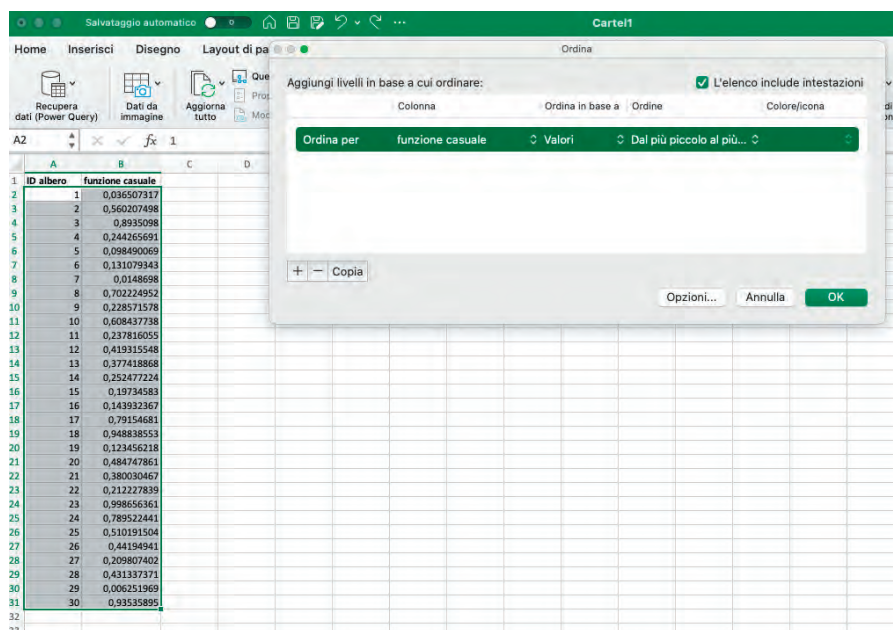
- 3) Trascinare la formula su tutte le altre celle corrispondenti agli ID degli alberi. In questo modo ogni albero ha un numero casuale associato.



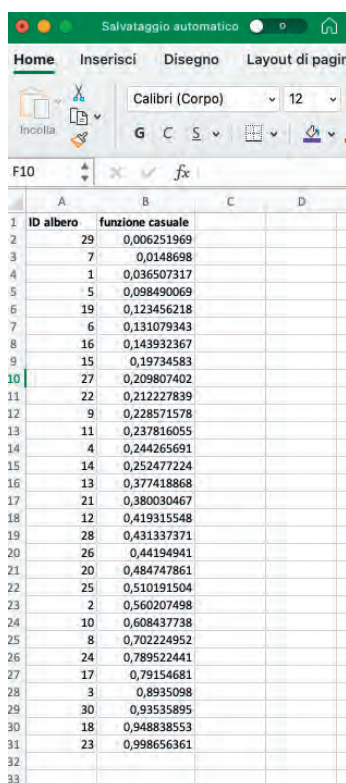
- 4) Copiare i valori della colonna con i numeri casuali e usare “incolla speciale – valori” per fissare i valori casuali ottenuti con la funzione.



- 5) Selezionare entrambe le colonne (quella con gli ID degli alberi e quella con i numeri casuali) e ordinare le celle utilizzando la colonna dei numeri casuali, dal più piccolo al più grande.



- 6) In questo modo la colonna degli ID risulta ordinata casualmente. I primi 10 alberi selezionati formeranno il campione di alberi da considerare per individuare il centro dei rispettivi sub-plot. Quelli successivi saranno a disposizione per eventuali sostituzioni.



	A	B	C	D
1	ID albero	funzione casuale		
2	29	0,006251969		
3	7	0,0148698		
4	1	0,036507317		
5	5	0,098490069		
6	19	0,123456218		
7	6	0,131079343		
8	16	0,143932367		
9	15	0,19734583		
10	27	0,209807402		
11	22	0,212227839		
12	9	0,228571578		
13	11	0,237816055		
14	4	0,244265691		
15	14	0,252477224		
16	13	0,377418868		
17	21	0,380030467		
18	12	0,419315548		
19	28	0,431337371		
20	26	0,44194941		
21	20	0,484747861		
22	25	0,510191504		
23	2	0,560207498		
24	10	0,608437738		
25	8	0,702224952		
26	24	0,789522441		
27	17	0,79154681		
28	3	0,8935098		
29	30	0,93535895		
30	18	0,948838553		
31	23	0,998656361		
32				
33				

3.4. Operazioni di campionamento

3.4.1. Raccolta dei campioni

In ognuno dei 12 sub-plot devono essere raccolti tutti i talli di licheni e i frammenti di licheni fruticosi presenti al suolo, compresi quelli su ramoscelli e rami caduti a terra. I campioni devono essere conservati in sacchetti di carta, identificati dal codice di ogni sub-plot (es. da CAL1-S1 a CAL1-S10). Nel caso siano necessarie più buste di raccolta per sub-plot, è necessario indicare nella scheda di campo il numero di buste utilizzate, che avranno lo stesso codice.

3.4.2. Equipaggiamento

Le attrezzature necessarie per la raccolta dei dati sono: schede di campo, un metro a nastro, una lente di ingrandimento (10x), buste di carta, una macchina fotografica, una penna e/o matita, cesoie (per ridurre le dimensioni dei rametti da imbustare), coltellino (per raccogliere singoli campioni di licheni su rami di grandi dimensioni).

3.4.3. Frequenza del campionamento

Idealmente la valutazione della presenza e dell'abbondanza dei licheni epifiti fruticosi al suolo dovrebbe essere effettuata almeno ogni cinque anni. A livello nazionale, le ripetizioni delle indagini a intervalli più brevi (es. valutazione annuale) possono essere utili per rilevare piccoli cambiamenti nei parametri campionati.

3.4.4. Procedure di assicurazione e controllo di qualità dei dati

A livello nazionale dovrebbero essere organizzati corsi di formazione e intercalibrazione. Gli obiettivi e i limiti di qualità dei dati saranno definiti sulla base dei risultati dei primi test di intercalibrazione. Nel frattempo, è possibile fare riferimento agli Obiettivi e Limiti di Qualità dei Dati fissati dal Field Manual ICP parte VII.2 (DQO: Controllo $\pm 20\%$; DQL: $\geq 80\%$ delle squadre che soddisfano i requisiti DQO).

3.5. Conferimento dei campioni

Al termine dell'indagine, le buste contenenti i campioni raccolti in campo e le schede di raccolta dati dovranno essere inviate al National Focal Centre che si occuperà della loro validazione e delle fasi successive di identificazione delle specie raccolte e dell'elaborazione dei dati.

4. Valutazione della diversità dei licheni epifiti: Indice di Biodiversità Lichenica (IBL)

MANUALE DI CAMPAGNA

4.1. Introduzione

I licheni sono considerati un'importante componente della biodiversità forestale e sono ritenuti fra i gruppi di organismi più sensibili a vari tipi di inquinamento (Nimis et al. 2002). Il metodo di bioindicazione utilizzato a livello italiano ed europeo (Nimis et al. 2001, Asta et al. 2002, EN 16413 2014) si basa sulla valutazione dell'Indice di Biodiversità Lichenica (IBL) su tronchi d'albero. Tale indice viene definito come la somma delle frequenze delle specie licheniche presenti all'interno di un reticolo posizionato sul tronco di alberi con caratteristiche standard. Il metodo richiede il riconoscimento di tutte le specie presenti (compresi i licheni crostosi) e quindi è applicabile da un personale altamente qualificato, con una formazione lichenologica.

Questo manuale di campagna fa riferimento al manuale ICP Forests per la valutazione della diversità dei licheni epifiti (Field Manual part VII.2, Stofer et al. 2016). Si tratta del metodo più comunemente utilizzato in ambito forestale, che è stato sviluppato a partire dalle norme italiane ed europee (Nimis et al. 2001, Asta et al. 2002, EN 16413 2014) ed è stato adottato dalla rete NEC Italia (Papitto et al. 2019; Brunialti et al. 2020, 2022).

4.2. Obiettivi

Questo metodo ha l'obiettivo di monitorare la diversità dei licheni epifiti e i suoi cambiamenti nel tempo nei plot forestali per contribuire alla comprensione e alla valutazione delle condizioni delle foreste. Gli obiettivi specifici sono:

- valutare la diversità dei licheni epifiti (ricchezza, abbondanza e composizione delle specie) nei plot;
- rilevare i cambiamenti temporali nella diversità dei licheni (ricchezza, abbondanza e composizione delle specie) nei plot;
- mettere in relazione la diversità dei licheni epifiti (ricchezza e frequenza delle specie) e l'andamento di fattori ambientali naturali e antropogenici che caratterizzano gli ecosistemi forestali.

4.3. Localizzazione dei campionamenti

La valutazione della diversità dei licheni epifiti viene effettuata su 12 alberi selezionati random, all'interno dei plot di Livello II della rete NEC Italia.

La selezione dei 12 alberi da rilevare in ogni sito, deve tener conto del loro diametro ($DBH \geq 13$ cm) e della reazione della scorza (due categorie: pH acido – Gruppo A; pH neutro – Gruppo B). Per la selezione occorre effettuare un'estrazione casuale sul database degli alberi presenti in ciascun plot di Livello II. Nel caso in cui gli alberi standard siano in numero inferiore di 12, la pre-statificazione non è necessaria e sono selezionati tutti gli alberi con $DBH \geq 13$ cm presenti nel plot.

I 12 alberi da rilevare sono selezionati casualmente in proporzione agli alberi appartenenti a ciascuno dei due gruppi, come segue:

- $p1 = (N \text{ alberi Gruppo A}) / N \text{ alberi nel plot}$;
- $p2 = (N \text{ alberi Gruppo B}) / N \text{ alberi nel plot}$;
- dove: $p1+p2 = 1.0$.

Selezionare un numero proporzionale di alberi da rilevare per ciascun gruppo, come segue:

- Numero di alberi Gruppo A = $12 * p1$.
- Numero di alberi Gruppo B = $12 * p2$.

Gli alberi standard devono avere le seguenti caratteristiche:

- $DBH \geq 13$ cm (cfr. Figura 1 per modalità di misura);
- presenta il tronco non danneggiato. È ammesso un'area di tronco non disponibile al rilevamento (danni, scortecciamento, presenza di rami, nodi o piante epifite o rampicanti, come l'edera, che possono impedire la crescita dei licheni) inferiore al 20% per ciascuna esposizione del tronco rilevata.

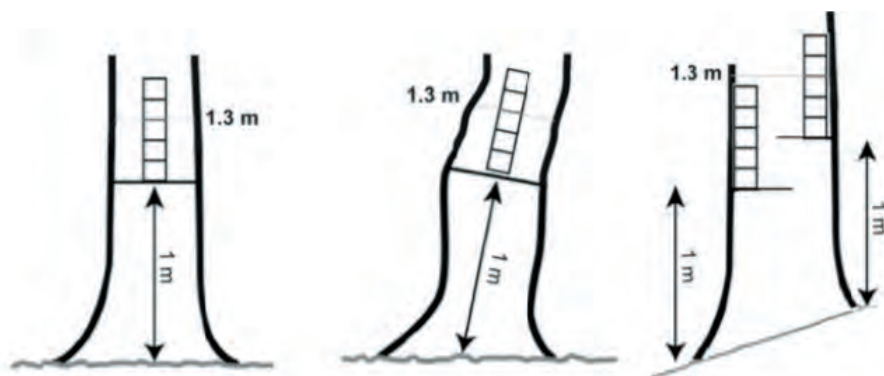


Figura 1 - Esempio di procedure da adottare per la misura dell'altezza da terra per posizionare la griglia di rilevamento (1 m da terra) e per misurare il diametro (modificato da Stofer et al. 2016, Dobbertin e Neumann 2010).

4.4. Operazioni di misura

4.4.1. Raccolta dei dati

La diversità dei licheni epifiti è rilevata sugli alberi selezionati mediante una griglia di 10x50 cm (Figura 2) suddivisa in cinque quadrati di 10x10 cm, posizionata sul tronco, a 1 m da terra, in corrispondenza delle quattro esposizioni principali del tronco (N, E, S, W). La griglia deve essere sufficientemente flessibile da assecondare la forma del tronco, ma allo stesso tempo abbastanza resistente da non subire modifiche a forma e dimensioni. Per evitare porzioni del tronco non idonee al rilevamento, è consentito spostare la griglia di 20° (prima in senso orario, poi, qualora non ci fossero le condizioni, in senso antiorario).

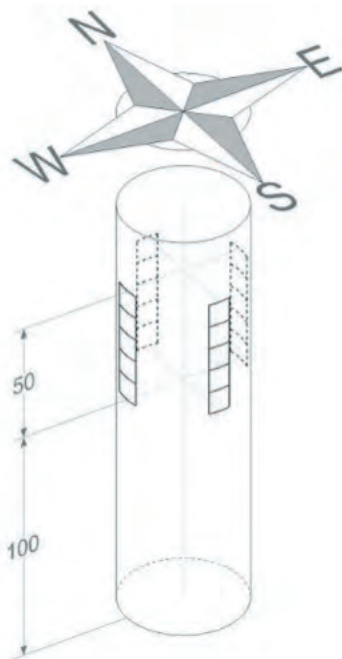


Figura 2 - Griglia di rilevamento posiziona sulle quattro esposizioni principali del tronco (modificata da Stofer et al. 2016).

4.4.2. Calcolo dell'Indice di Biodiversità Lichenica (IBL)

Per ogni albero rilevato il valore di dell'Indice di Biodiversità Lichenica o Lichen Diversity Value (LDV; Stofer et al. 2016) è ottenuto dalla somma dell'abbondanza di tutte le specie presenti all'interno del reticolo (la frequenza di ogni specie a livello di albero varia perciò da 1 a 20).

In maniera simile il Field Manual richiede di calcolare anche l'IBL dei macrolicheni (specie fogliose e fruticose).

Rispetto al manuale di campo di Stofer et al. (2016), in questo manuale sono prese in considerazione anche alcune specie indicatrici e aspetti della diversità funzionale, che sono ampiamente riconosciuti per il loro valore di indicatori ambientali (Fratini 2007; Giordani et al. 2012, 2014; Geiser et al. 2014, 2019, 2021; Degtjarenko et al. 2018; Ellis 2021). In particolare, la risposta delle forme di crescita e le specie sensibili o resistenti ai composti azotati.

4.4.2.1. Forme di crescita

La proporzione dei caratteri morfologici dei licheni su un albero in foresta può rappresentare un interessante strumento per monitorare l'andamento dei cambiamenti dell'ecosistema forestale, in relazione all'inquinamento atmosferico e ai cambiamenti climatici. In generale, avendo più superficie esposta, i licheni fogliosi e fruticosi sono più sensibili all'inquinamento atmosferico.

Per ogni albero campionato si possono ricavare tre variabili di risposta basate rispettivamente sulle tre forme di accrescimento (licheni fogliosi, fruticosi e crostosi):

- %IBL licheni fogliosi = (IBL fogliosi/IBL totale) * 100;
- %IBL licheni fruticosi = (IBL fruticosi/IBL totale) * 100;
- %IBL licheni crostosi = (IBL crostosi/IBL totale) * 100.

A livello di plot, i risultati sono presentati come valori medi di ciascuna variabile ottenuti a livello di albero.

4.4.2.2. *Specie sensibili ai composti azotati (specie oligotrofiche o nitrofile)*

La proporzione di specie oligotrofiche e nitrofile sui tronchi inferiori degli alberi forestali è un buon indicatore dell'impatto dei composti azotati ossidati e ridotti (Gadsdon et al. 2010; Cristofolini et al. 2008; Jovan et al. 2012; Pinho et al. 2012a; 2012b).

Definizione di specie sensibili all'azoto – I valori degli indicatori ecologici sono “valutazioni di esperti” che esprimono qualitativamente la gamma ecologica delle specie per diversi fattori ambientali. L'indice di eutrofizzazione, in particolare, riguarda lo spettro di tolleranza di ciascuna specie nei confronti del contributo di polveri o composti azotati. L'optimum ecologico di una specie può essere espresso da un singolo numero della scala ordinale, o da più valori dell'indice, che ne indicano quindi lo spettro di tolleranza ecologica. I valori degli indicatori ecologici per l'eutrofizzazione (inclusa la deposizione di polveri e composti azotati) riportati in ITALIC 7.0 (Nimis 2022) specificano per ciascuna specie un range su una scala ordinale a 5 classi, come segue:

- 1 - non resistente all'eutrofizzazione;
- 2 - resistente ad un'eutrofizzazione molto debole;
- 3 - resistente ad una debole eutrofizzazione;
- 4 - presente in situazioni piuttosto eutrofizzate;
- 5 - presente in situazioni altamente eutrofizzate.

Sulla base di questa classificazione, è possibile definire due gruppi di specie indicatrici:

Specie oligotrofiche. Licheni con un optimum ecologico per valori di 1 o 2 dell'indice di eutrofizzazione, o con uno spettro di tolleranza tra 1 e 2 (specie non resistente all'eutrofizzazione o resistente ad un'eutrofizzazione molto debole). Per ogni albero, il contributo percentuale all'IBL totale di queste specie indicatrici si ottiene come segue:

$$- \%IBL \text{ licheni oligotrofici} = (IBL \text{ oligotrofici} / IBL \text{ totale}) * 100.$$

Specie nitrofile. Licheni con uno spettro di tolleranza alla polvere che non comprende i valori di 1 e 2 dell'indice di eutrofizzazione, e che invece include le classi 4 e/o 5 (presenti in situazioni da piuttosto a molto eutrofizzate). Per ogni albero, il contributo percentuale all'IBL totale di queste specie indicatrici si ottiene come segue:

$$- \%IBL \text{ licheni nitrofili} = (IBL \text{ nitrofili} / IBL \text{ totale}) * 100$$

A livello di plot, i risultati sono presentati come valori medi di ciascuna variabile ottenuti a livello di albero.

4.4.3. *Equipaggiamento*

Le attrezzature necessarie per la raccolta dei dati sono: reticolo di rilevamento, schede di campo, un metro a nastro, una lente di ingrandimento (10x), un metro rigido pieghevole, una macchina fotografica.

4.4.4. *Frequenza del rilevamento*

Idealmente i rilevamenti della biodiversità dei licheni nei siti di Livello II dovrebbero essere condotti

almeno ogni cinque anni. A livello nazionale, le ripetizioni delle indagini a intervalli più brevi (es. valutazione annuale) possono essere utili per rilevare piccoli cambiamenti nei parametri campionati.

4.4.5. Raccolta di campioni

I campioni di esemplari di licheni devono essere raccolti solo quando necessario per una corretta identificazione in laboratorio. La raccolta va effettuata al di fuori del reticolo di rilevamento e preferibilmente all'esterno del plot.

4.4.6. Procedure di assicurazione e controllo di qualità dei dati

L'organizzazione di corsi di intercalibrazione permetterà di migliorare la qualità dei dati. Gli obiettivi e i limiti di qualità dei dati fissati dal Field Manual ICP parte VII.2 sono i seguenti:

DQO= Controllo $\pm 20\%$;

DQL= $\geq 80\%$ delle squadre che soddisfano i requisiti DQO.

Le variabili prese in considerazione sono il numero totale di specie per plot, il numero medio di specie per albero, la somma media della frequenza delle specie per albero, il numero totale di macrolicheni per plot, il numero medio di macrolicheni per albero, la somma media della frequenza dei macrolicheni per albero.

4.5. Conferimento dei dati di campo

Al termine dell'indagine, i dati raccolti in campo dovranno essere inviati al National Focal Centre che si occuperà della loro validazione e della fase successiva di elaborazione dei dati.

BIBLIOGRAFIA

- Asta J., Erhardt W., Ferretti M., Fornasier F., Kirschbaum U., Nimis P.L., Purvis O.W., Pirintsos S., Scheidegger C., Van Haluwyn C., Wirth V., 2001. Mapping lichen diversity as an indicator of environmental quality. In: P.L. Nimis, C. Scheidegger and P.A. Wolseley (Eds.), *Monitoring with Lichens – Monitoring Lichens*, Nato science program-IV, vol VII. Kluwer Academic Publisher, The Netherlands pp. 273-279.
- Brunialti G., Frati L., Calderisi M., Cocciufa C., Papitto G., 2022. Il progetto LIFE MODERn (NEC) per la valutazione degli impatti dell'inquinamento atmosferico: i licheni epifiti tra gli indicatori degli ecosistemi forestali. *Notiziario della Società Lichenologica Italiana* 35: 85- 91.
- Brunialti G., Frati L., Giordani P., Nascimbene J., Canullo R., Cindolo C., Papitto G., 2020. Rete NEC Italia: i risultati della prima campagna di monitoraggio della diversità dei licheni epifiti. *Notiziario della Società Lichenologica Italiana* 33: 75-83.
- Brunialti G., Frati L., Ravera S., 2015a. Structural variables drive the distribution of the sensitive lichen *Lobaria pulmonaria* in Mediterranean old-growth forests. *Ecological Indicators* 53: 37-42. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2015.01.023>.
- Brunialti G., Frati L., Ravera S., 2015b. Ecology and conservation of the sensitive lichen *Lobaria pulmonaria* in Mediterranean old-growth forests. In: Weber R.P. (Ed.), *Old-Growth Forests and Coniferous Forests. Ecology, habitat and conservation*, Nova Publisher, New York. Chapter 1: 1-20.
- Campbell J., Fredeen A.L., 2004. *Lobaria pulmonaria* abundance as an indicator of macrolichen diversity in Interior Cedar-Hemlock forests of east-central British Columbia. *Canadian Journal of Botany* 82: 970-982. <https://doi.org/10.1139/b04-074>.
- Cristofolini F., Giordani P., Gottardini E., Modenesi P., 2008. The response of epiphytic lichens to air pollution and subsets of ecological predictors: A case study from the Italian Prealps. *Environmental Pollution* 151: 308-317. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2007.06.040>.
- Degtjarenko P., Matos P., Marmor L., Branquinho C., Randle T., 2018. Functional traits of epiphytic lichens respond to alkaline dust pollution. *Fungal Ecology* 36: 81-88. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2018.08.006>.
- Dettki H., Esseen P.-A., 2003. Modelling long-term effects of forest management on epiphytic lichens in northern Sweden. *Forest Ecology and Management* 175: 223-238. doi: [https://doi.org/10.1016/S0378-1127\(02\)00131-7](https://doi.org/10.1016/S0378-1127(02)00131-7).
- Di Nuzzo L., Giordani P., Benesperi R., Brunialti G., Fačkovcová Z., Frati L., Nascimbene J., Ravera S., Vallese C., Paoli L., Bianchi E., 2022. Microclimatic alteration after logging affects the growth of the endangered lichen *Lobaria pulmonaria*. *Plants* 11(3). <https://doi.org/10.3390/plants11030295>.
- Ellis C.J., 2019. Climate Change, Bioclimatic Models and the Risk to Lichen Diversity. *Diversity* 11: 54. doi:10.3390/d11040054.
- Ellis C.J., Asplund J., Benesperi R., Branquinho C., Di Nuzzo L., Hurtado P., Martínez I., Matos P., Nascimbene J., Pinho P., Prieto M., Rocha B., Rodríguez-Arribas C., Thüs H., Giordani P., 2021. Functional Traits in Lichen Ecology: A Review of Challenge and Opportunity. *Microorganisms* 9: 766. <https://doi.org/10.3390/microorganisms9040766>.
- EN 16413, 2014. Ambient air - Biomonitoring with lichens - Assessing epiphytic lichen diversity.
- Esseen P.-A., Ekström M., Westerlund B., Palmqvist K., Jonsson B.G., Grafström A., Ståhl G., 2016. Broad-scale distribution of epiphytic hair lichens correlates more with climate and nitrogen deposition than with forest structure. *Canadian Journal of Forest Research* 46: 1348-1358. doi: <https://doi.org/10.1139/cjfr-2016-0113>.

- Fрати L., Santoni S., Nicolardi V., Gaggi C., Brunialti G., Guttova A., Gaudino S., Pati A., Pirintsos S.A., Loppi S., 2007. Lichen biomonitoring of ammonia emission and nitrogen deposition around a pig stockfarm. *Environmental Pollution* 146: 311-316.
- Gadsdon S.R., Dagley J.R., Wolseley P.A., Power S.A., 2010. Relationships between lichen community composition and concentrations of NO₂ and NH₃. *Environmental Pollution* 158: 2553-2560. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2010.05.019>.
- Geiser L.H., Jovan S.E., Glavich D.A., Fenn M.E., 2014. Predicting Lichen-based Critical Loads for Nitrogen Deposition in Temperate Forests. In: M. A. Sutton et al. (Eds.), *Nitrogen Deposition, Critical Loads and Biodiversity*, Springer Science+Business Media Dordrecht, DOI 10.1007/978-94-007-7939-6_33.
- Geiser L.H., Nelson P.R., Jovan S.E., Root H.T., Clark C.M., 2019. Assessing Ecological Risks from Atmospheric Deposition of Nitrogen and Sulfur to US Forests Using Epiphytic Macrolichens. *Diversity* 11: 87. <https://doi.org/10.3390/d11060087>.
- Geiser L.H., Root H.T., Smith R.J., Jovan S.E., St Clair L., Dillman K.L., 2021. Lichen-based critical loads for deposition of nitrogen and sulfur in US forests. *Environmental Pollution* 291: 118187. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2021.118187>.
- Giordani P., Brunialti G., Bacaro G., Nascimbene J., 2012. Functional traits of epiphytic lichens as potential indicators of environmental conditions in forest ecosystems. *Ecological Indicators* 18: 413-420. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2011.12.006>.
- Giordani P., Calatayud V., Stofer S., Seidling W., Granke O., Fischer R., 2014. Detecting the nitrogen critical loads on European forests by means of epiphytic lichens. A signal-to-noise evaluation. *Forest Ecology and Management* 311: 29-40. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2013.05.048>.
- Jovan S., Riddell J., Padgett P.E., Nash T.H., 2012. Eutrophic lichens respond to multiple forms of N: implications for critical levels and critical loads research. *Ecological Applications*, 22: 1910-1922. <https://doi.org/10.1890/11-2075.1>.
- Knops J.M.H., Nash T.H. III, Schlesinger W.H., 1996. The influence of epiphytic lichens on the nutrient cycling of an oak woodland. *Ecological Monographs* 66: 159-179. doi: <https://doi.org/10.2307/2963473>.
- Lehmkuhl J.F., 2004. Epiphytic lichen diversity and biomass in low-elevation forests of the eastern Washington Cascade range, USA. *Forest Ecology and Management* 187: 381-392. doi: <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2003.07.003>.
- McCune B., 1994. Using Epiphyte Litter to Estimate Epiphyte Biomass. *Bryologist* 97: 396-401. doi: <https://doi.org/10.2307/3243905>.
- Nascimbene J., Benesperi R., Giordani P., Grube M., Marini L., Vallese C., Mayrhofer H., 2019. Could Hair-Lichens of High-Elevation Forests Help Detect the Impact of Global Change in the Alps? *Diversity* 11: 45. doi: <https://doi.org/10.3390/d11030045>.
- Nascimbene J., Casazza G., Benesperi R., Catalano I., Cataldo D., Grillo M., Isocrono D., Matteucci E., Ongaro S., Potenza G., et al., 2016. Climate change fosters the decline of epiphytic *Lobaria* species in Italy. *Biological Conservation* 20: 377-384. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2016.08.003>.
- Nascimbene, J., Benesperi, R., Brunialti, G., Catalano, I., Delle Vedove, M., Grillo, M., Isocrono, D., Matteucci, E., Potenza, G., Puntillo, D., Puntillo, M., Ravera, S., Rizzi, G., Giordani, P., 2013. Patterns and drivers of beta-diversity and similarity of *Lobaria pulmonaria* communities in Italian forests. *Journal of Ecology* 101: 493-505. <https://doi.org/10.1111/1365-2745.12050>.
- Nascimbene, J., Brunialti, G., Ravera, S., Frati, L., Caniglia, G., 2010. Testing *Lobaria pulmonaria* (L.) Hoffm as an indicator of lichen conservation importance of Italian forests. *Ecological Indicators* 10: 353-360. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2009.06.013>.

- Nilsson, S.G., Arup, U., Baranowski, R., Ekman, S., 1995. Tree-dependent lichens and beetles as indicators in conservation forests. *Conservation Biology* 9: 1208-1215. <https://doi.org/10.1046/j.1523-1739.1995.9051199.x-il>.
- Nimis P.L., 2022. ITALIC - The Information System on Italian Lichens. Version 7.0. University of Trieste, Dept. of Biology, (<https://dryades.units.it/italic>), accessed on 2022, 12, 16.
- Nimis P.L., Ferretti M., Bini G., Bonannini M., Ferrarese R., Fornasier F., Brunialti G., Corsini A., Giordani P., Isocrono D., Mancini L., Piervittori R., Tretiach M., Visentin R., 2001. I.B.L. Indice di biodiversità lichenica. ANPA Manuali e Linee guida 2/2001:185.
- Nimis P.L., Scheidegger C., Wolseley P.A., 2002. Monitoring with lichens - monitoring lichens: an introduction. In: Nimis P.L., Scheidegger C., Wolseley P.A. (eds.) *Monitoring with lichens - monitoring lichens*. Nato science program-IV, vol VII. Kluwer Academic Publisher, The Netherlands, pp. 408.
- Papitto G., Quatrini V., Cindolo C., Cocciufa C., Brunialti G., Frati L., 2019. Rilevamento della diversità dei licheni epifiti nell'ambito del monitoraggio in continuo dell'inquinamento atmosferico nei siti della rete CON.ECO.FOR. di Livello II ICP- Forests. #Natura: Luglio 2019.
- Pinho P., Bergamini A., Carvalho P., Branquinho C., Stofer S., Scheidegger C., Máguas C., 2012a. Lichen functional groups as ecological indicators of the effects of land-use in Mediterranean ecosystems. *Ecological Indicators* 15: 36-42. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2011.09.022>.
- Pinho P., Theobald M.R., Dias T., Tang Y.S., Cruz C., Martins-Loução M.A., Máguas C., Sutton M., Branquinho C., 2012b. Critical loads of nitrogen deposition and critical levels of atmospheric ammonia for semi-natural Mediterranean evergreen woodlands. *Biogeosciences* 9: 1–11. doi:10.5194/bg-9-1-2012.
- Stanton D.E., Huallpa Chávez J., Villegas L., Villasante F., Armesto J., Hedin L.O., Horn H., 2014. Epiphytes improve host plant water plant use by microenvironment modification. *Functional Ecology* 28: 1274-1283. doi: <https://doi.org/10.1111/1365-2435.12249>.
- Stofer S., Calatayud V, Giordani P, Neville P, 2016: Part VII.2: Assessment of Epiphytic Lichen diversity. In: UNECE ICP Forests Programme Co-ordinating Centre (ed.): *Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests*. Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, Germany, 13 p. + Annex [<http://www.icp-forests.org/manual.htm>].

ALLEGATO 1 - SCHEDA DI RILEVAMENTO DI *LOBARIA PULMONARIA*

Vitalità e conservazione di <i>Lobaria pulmonaria</i>					
Codice Plot	Nome plot				
Data	Operatori				
Albero	1	2	3	4	5
Codice albero					
Specie arborea					
Abbondanza di <i>Lobaria</i> *					
Presenza talli giovanili (<2cm) **					
Presenza di lobi meristemati **					
Presenza di propaguli vegetativi **					
Presenza di corpi fruttiferi **					
NOTE					

Albero	6	7	8	9	10
Codice albero					
Specie arborea					
Abbondanza di <i>Lobaria</i> *					
Presenza talli giovanili (<2cm) **					
Presenza di lobi meristemati **					
Presenza di propaguli vegetativi **					
Presenza di corpi fruttiferi **					
NOTE					

Attribuire a ciascun parametro un punteggio in base alla relativa scala ordinale riportata di seguito:

1 (rara): 1-3 talli per albero; 2 (sporadica): 4-10 talli per albero; 3 (abbondante): >10 talli per albero;

** 1 (assente); 2 (sporadica): <10 talli (o lobi o apoteci); 3 (abbondante): >10 talli (o lobi o apoteci).

ALLEGATO 2 - SCHEDA DI CAMPO PER LA RACCOLTA DI LICHENI
EPIFITI FRUTICOSI AL SUOLO

Codice Plot:		Nome Plot:		
Data:		Operatori:		
Sub-plot	Codice albero*	Codice busta	Numero buste**	Note
S1				
S2				
S3				
S4				
S5				
S6				
S7				
S8				
S9				
S10				
S11				
S12				

* Inserire il codice dell'albero utilizzato per individuare il sub-plot.

** Inserire il numero di buste che sono servite per la raccolta dei campioni lichenici.

ALLEGATO 3 - SCHEDA DI CAMPO PER LA VALUTAZIONE DELLA DIVERSITA'
DEI LICHENI EPIFITI

Sito:					Codice Sito				
Data:				Operatori:					
Codice Albero									
Specie Albero									
Circonferenza (cm)									
Esposizione	N	E	S	W	N	E	S	W	
Specie licheniche / Spostamento									
1.									
2.									
3.									
4.									
5.									
6.									
7.									
8.									
9.									
10.									
11.									
12.									
13.									
14.									
15.									
16.									
17.									
18.									
19.									
20.									
21.									
22.									
23.									
24.									
25.									
26.									
27.									
28.									
BL ESPOSIZIONE									
BL Albero									

IBL sito:

Note:	



1.2.3. Sintomi da ozono

**Procedure di rilievo dei sintomi fogliari di ozono
come indicatori dell'inquinamento dell'aria negli ecosistemi forestali**

**Procedures for surveying the ozone-induced visible foliar injury as indicators
of air pollution in forest ecosystems**

Moura B.B., Marra E., Paoletti E., Hoshika Y.

Corresponding author: Dr.ssa Barbara Baesso Moura, email: barbara.baessomoura@cnr.it

**Istituto di Ricerca sugli Ecosistemi Terrestri (IRET),
Consiglio Nazionale delle Ricerche (CNR),**

Via Madonna del Piano 10, 50019 Sesto Fiorentino (FI)

1. Introduzione

L' Ozono troposferico (O_3) è un inquinante atmosferico gassoso che può causare danni alle piante. Si forma in seguito a reazioni fotochimiche e penetra nelle foglie tramite gli stomi, piccoli pori sulla superficie della lamina fogliare, attraverso i quali le piante scambiano gas con l'ambiente esterno. Una volta entrato nelle foglie, l' O_3 viene disciolto nell'acqua che satura le pareti cellulari e gli spazi tra le cellule, danneggia i processi fisiologici e biochimici che avvengono nell'organo fogliare ed altera, a cascata, lo sviluppo dell'intera pianta e, su scala più ampia, dei soprassuoli. Uno dei bioindicatori più importanti per identificare un potenziale inquinamento da O_3 sono i sintomi visibili fogliari (O_3 _VFI, O_3 visible foliar injury).

I O_3 _VFI sono caratterizzati da punteggiatura internervale rossastra (RdSt); rossastro internervale distribuito in modo omogeneo (Rd); punteggiatura internervale bruno scuro (BrwSt); internervale brunastra omogeneamente distribuita (Brw); bronzatura (Br) and clorosi (Cl). O_3 _VFI sono presenti sulla pagina superiore delle foglie e sono stati investigati su varie specie arboree e arbustive.

Seguendo un approccio ideato dall'International Co-operative Programme on Assessment and Monitoring of Air Pollution Effects on Forests (ICP Forests), è stato definito un metodo di valutazione in-situ, effettuato all'interno del sito di monitoraggio ed un metodo di valutazione extra-situ effettuato nel margine di foresta esposta al sole (Light Exposed Sampling Site - LESS) come proxy dei danni da O_3 sulla vegetazione. Annualmente un team di esperti valutatori effettua dei rilievi per valutare i danni da O_3 durante la stagione estiva quando le concentrazioni di O_3 in atmosfera sono più elevate.

Lo sviluppo del O_3 _VFI dipende dalle differenze inter e intra specifiche, nonché da altri fattori ambientali biotici e climatici. L'osservazione dei sintomi tipici sulle parti aeree delle piante in campo – anche definita come bio-indicazione passiva – si è rivelata uno strumento prezioso per la valutazione dell'impatto delle esposizioni ambientali elevate di O_3 sulle specie sensibili in Europa. La valutazione del O_3 _VFI serve perciò come mezzo per stimare il potenziale rischio per gli ecosistemi forestali europei esposti a concentrazioni ambientali elevate di O_3 .

2. Ambito e applicazione

Questo manuale ha l'obiettivo di fornire una metodologia coerente per raccogliere dati di alta qualità, armonizzati e comparabili sul O_3 _VFI sulla vegetazione.

L'obiettivo principale della valutazione del O_3 _VFI è quello di valutare l'effetto dell' O_3 troposferico nei siti dove viene effettuato il suo monitoraggio e contribuire alla valutazione del rischio per gli ecosistemi forestali.

3. Localizzazione delle misure e campionamento

La valutazione del O_3 _VFI deve essere condotta nelle vicinanze dei siti dove viene effettuato il monitoraggio di questo inquinante. Sia le valutazioni in-situ che ex-situ sono considerate:

- La valutazione in-situ: Viene effettuata all'interno del sito di monitoraggio. È facoltativa per le principali specie arboree e deve essere effettuata sulle foglie completamente esposta alla luce solare.
- La valutazione ex-situ: il O_3 _VFI, deve essere valutato annualmente in un sito di campionamento esposto alla luce (LESS) nelle vicinanze del sito di monitoraggio.

4. Progettazione del campionamento

Per le specie decidue, si valutano il O_3 _VFI nelle foglie dell'anno in corso (C), mentre per le specie

sempreverdi (incluse le conifere e il leccio), si valutano le foglie dell'anno in corso (C) e le foglie dell'anno precedente (C+1).

5. Attrezzatura per il campionamento

L'attrezzatura minima richiesta per la valutazione degli O₃_VFI comprende:

- Una lente d'ingrandimento 10x.
- Le mappe delle aree per determinare l'esatta posizione della LESS.
- Fotografie di riferimento per assistere nell'identificazione dei sintomi di specie sensibili.
- Un pressapiante per conservare le foglie.
- Una fotocamera digitale per scattare fotografie.
- Borse di plastica per i campioni freschi.
- Schede per la raccolta dei dati sul campo.
- Un contenitore di dimensioni adeguate a conservare eventuali campioni.

6. Frequenza del campionamento

- Valutazione in-situ
Per le specie principali di alberi sempreverdi: ottobre - febbraio.
Per le specie principali di alberi decidui: luglio - inizio settembre.
- Valutazione ex-situ (LESS)
L'identificazione dei O₃_VFI su alberi, arbusti e rampicanti all'interno del LESS viene effettuata almeno una volta durante la fine dell'estate, prima che avvenga la depigmentazione naturale delle foglie.
- Raccolta, trasporto e conservazione del campione
I sintomi devono essere documentati con immagini fotografiche. La raccolta fotografica è necessaria per la validazione del O₃_VFI.

7. Variabili misurate e unità di report

- Per la valutazione in-situ vengono misurate le seguenti variabili:
Foglie o aghi sintomatici, riportati in classi di frequenza (percentuale di foglie sintomatiche per ogni ramo campionato per parcella di monitoraggio).
- Per la valutazione ex-situ (LESS) vengono misurate le seguenti variabili:
Elenco delle specie legnose sintomatiche e asintomatiche per ogni quadrato del LESS. Vengono registrati anche i quadrati "vuoti" con assenza di vegetazione.

8. Identificazione dei sintomi

Identificazione dei sintomi per le latifoglie.

Il O₃_VFI può essere identificato e distinto dai sintomi causati da altri fattori biotici/abiotici attraverso i seguenti criteri:

- Sono tipicamente espressi come piccole macchie porpora-rosse, gialle o nere (descritte come "stipple") o talvolta come una generale uniforme decolorazione, rossore o imbrunimento;
- Occorrono sulle foglie completamente sviluppate e esposte alla luce;
- Sono più gravi sulle foglie di mezza età e quelle più vecchie rispetto alle foglie più giovani (effetto dell'età);

- Le porzioni ombreggiate di due foglie sovrapposte non mostrano alcun danno visibile (effetto ombreggiamento);
- Le piante che crescono in siti più umidi sono più inclini a sviluppare il O₃_VFI rispetto alle piante che crescono in siti più secchi (maggiore assorbimento di O₃).

Identificazione dei sintomi per le conifere.

Il O₃_VFI sulle conifere si manifesta nelle parti superiori della chioma, nella parte superiore dei rami e degli aghi. Per l'identificazione, seguire i criteri di seguito riportati:

- I punti clorotici sono il più comune O₃_VFI descritto per gli aghi delle conifere; è il risultato dell'esposizione cronica all'O₃ e può essere descritto come aree gialle o verde chiaro di dimensioni simili senza bordi netti tra le zone verdi e quelle gialle;
- I punti clorotici appaiono frequentemente solo negli aghi più vecchi di 1 anno. In altre parole, il sintomo osservato sembra aumentare con l'aumentare dell'età degli aghi (effetto dell'età);
- I punti clorotici sono più evidenti sulle parti degli aghi esposte alla luce in confronto a quelle ombreggiate (effetto ombreggiamento);
- È più facile osservare i punti clorotici se diversi aghi sono tenuti vicini l'uno all'altro, formando un "piano" di aghi.

Esaminare il O₃_VFI come descritto di seguito, utilizzando una lente d'ingrandimento:

- I punti clorotici sono più intensi negli aghi più vecchi di 1 anno?
- Il colore delle punte clorotiche è giallo o verde chiaro?
- La forma delle aree clorotiche è regolare con bordi diffusi?
- I punti clorotici sono distribuiti uniformemente lungo l'intero ago e sono più intensi sulla superficie dell'ago più esposto alla luce?

Se le domande sopra indicate ricevono risposta affermativa, il sintomo può essere considerato come O₃_VFI. Deve essere prestata particolare attenzione ai sintomi confondenti, come quelli causati da acari del ragno e insetti succhiatori.

9. Valutazione e punteggio

In-situ: Alberi all'interno delle aree di monitoraggio.

Sono valutati un minimo di 3 rami per albero e 5 alberi per area di monitoraggio. La valutazione deve essere diversa per le specie a seconda che esse siano latifoglie o conifere. Una volta raccolti i rami, tutte le foglie per ramo vengono esaminate in condizioni di luce ottimali.

Ex-situ: Specie legnose.

Per la valutazione dei sintomi su alberi, arbusti e rampicanti all'interno del LESS, i seguenti dati sono richiesti per ciascuna dei quadrati selezionati:

- Il nome scientifico e il codice della specie con l'indicazione se possiedono O₃_VFI;
- La nomenclatura delle piante deve fare riferimento ai codici delle specie Flora Europaea; http://icp-forests.org/documentation/dictionaries/adds/d_species_list.csv
- Dovrebbero essere raccolte immagini di ogni specie danneggiata.

Punteggio Classe di frequenza (%)

0	Nessun danno	Nessun danno presente
1	1 - 5 %	1 - 5% della superficie con danno visibile;

- | | | |
|---|------------|--|
| 2 | 6 - 50 % | 6 - 50% della superficie con danno visibile; |
| 3 | 51 - 100 % | 51 - 100% della superficie con danno visibile. |

10. Definizione per la classificazione delle condizioni di umidità del suolo

Registra le condizioni di umidità del suolo all'interno del LESS.

Codice Definizione.

- | | |
|---|---------------------|
| 1 | Bagnato o umido |
| 2 | Moderatamente secco |
| 3 | Molto secco. |

11. Assicurazione e controllo della qualità dei dati

Esperti sulla qualità dell'aria ambientale organizzano frequenti corsi di intercalibrazione per la valutazione del O3_VFI. Almeno una persona per paese coinvolta nella valutazione dei O3_VFI dovrebbe partecipare al corso di formazione.

Riferimento:

Schaub M, Calatayud V, Ferretti M, Brunialti G, Lövblad G, Krause G, Sanz MJ, 2016: Part VIII: Monitoring of Ozone Injury. In: UNECE ICP Forests Programme Co-ordinating Centre (ed.): Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests. Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, Germany, 14 p. [<http://www.icp-forests.org/manual.htm>].

ALLEGATO 1 - PROCEDURA PER LA DEFINIZIONE DEL LESS

1. Identificare un'area (A) (raggio 500 m);
2. Identificare tutti i bordi della foresta esposti alla luce (LESS);
3. Determinare il punto iniziale e misurare la lunghezza del bordo della foresta selezionato e identificare virtualmente un'area larga 1 m;
4. Calcolare quanti possibili quadrati non sovrapposti di 2 x 1 m si inseriscono nell'area selezionata. Il numero totale di quadrati non sovrapposti sarà la nostra vegetazione target;
5. Selezionare i quadrati di campionamento in modo casuale.

Alla fine si otterrà un elenco di n codici. Ogni codice è un quadrato di 2 x 1 m all'interno del LESS; i codici ti daranno la distanza dell'inizio di ogni quadrato dall'inizio del margine del bosco precedentemente determinato.

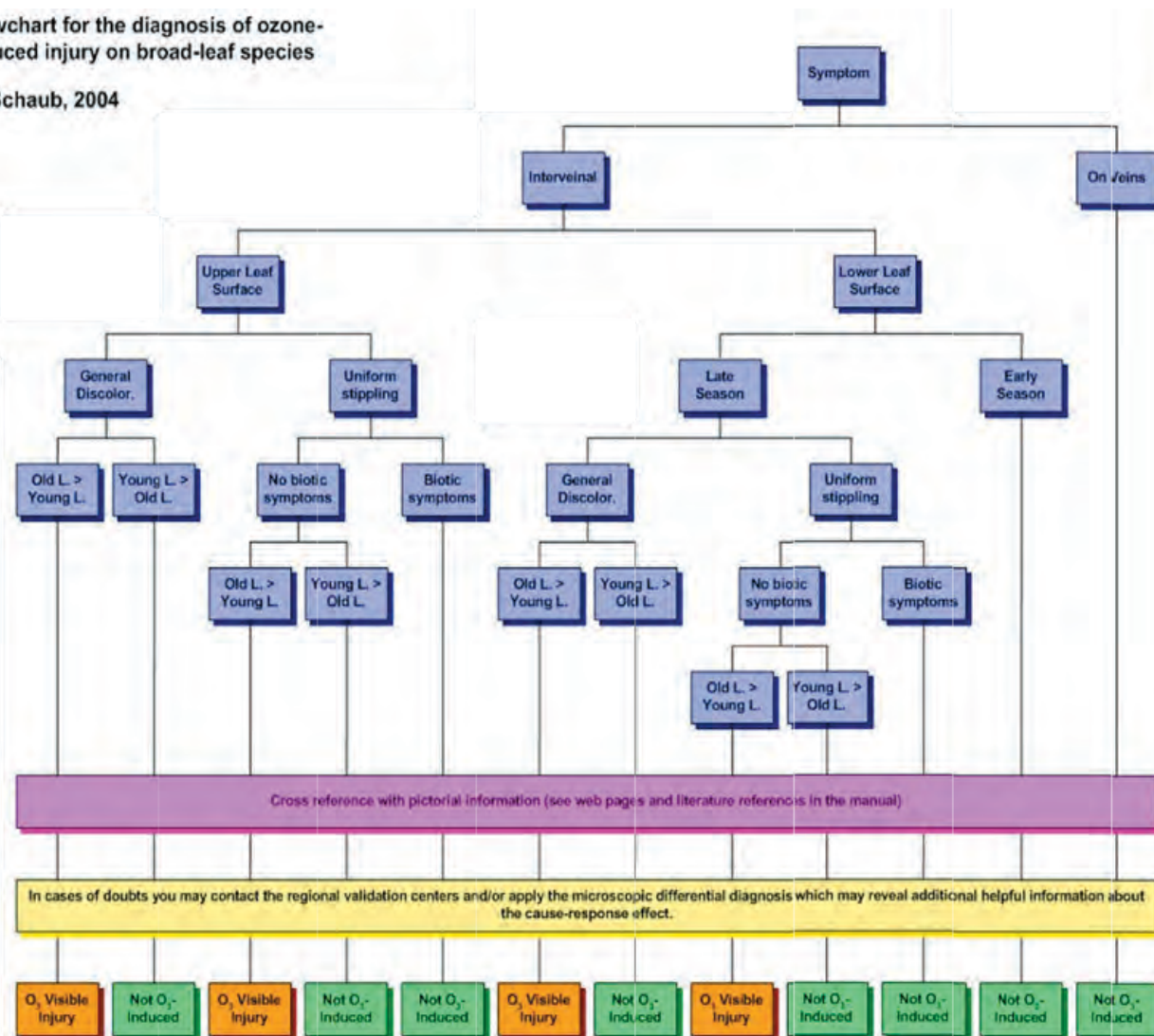
ALLEGATO 2 - DIMENSIONI DEL CAMPIONE A LIVELLI DI PRECISIONE SPECIFICATI,
PER DIVERSE LUNGHEZZE DEL MARGINE DI FORESTA SELEZIONATO

Lunghezza del margine del bosco esposto alla luce [m]	Possibile 2x1 mt quadrati non sovrapposti [n]	Dimensione del campione regolata [n]
30	15	13
35	18	15
40	20	17
45	23	18
50	25	20
60	30	23
70	35	26
80	40	28
90	45	31
100	50	33
150	75	33
200	100	33
250	125	33
300	150	33
350	175	33
400	200	33
450	225	33
500	250	33
600	300	33
700	350	33
800	400	33
900	450	33
1000	500	33
2000	1000	33

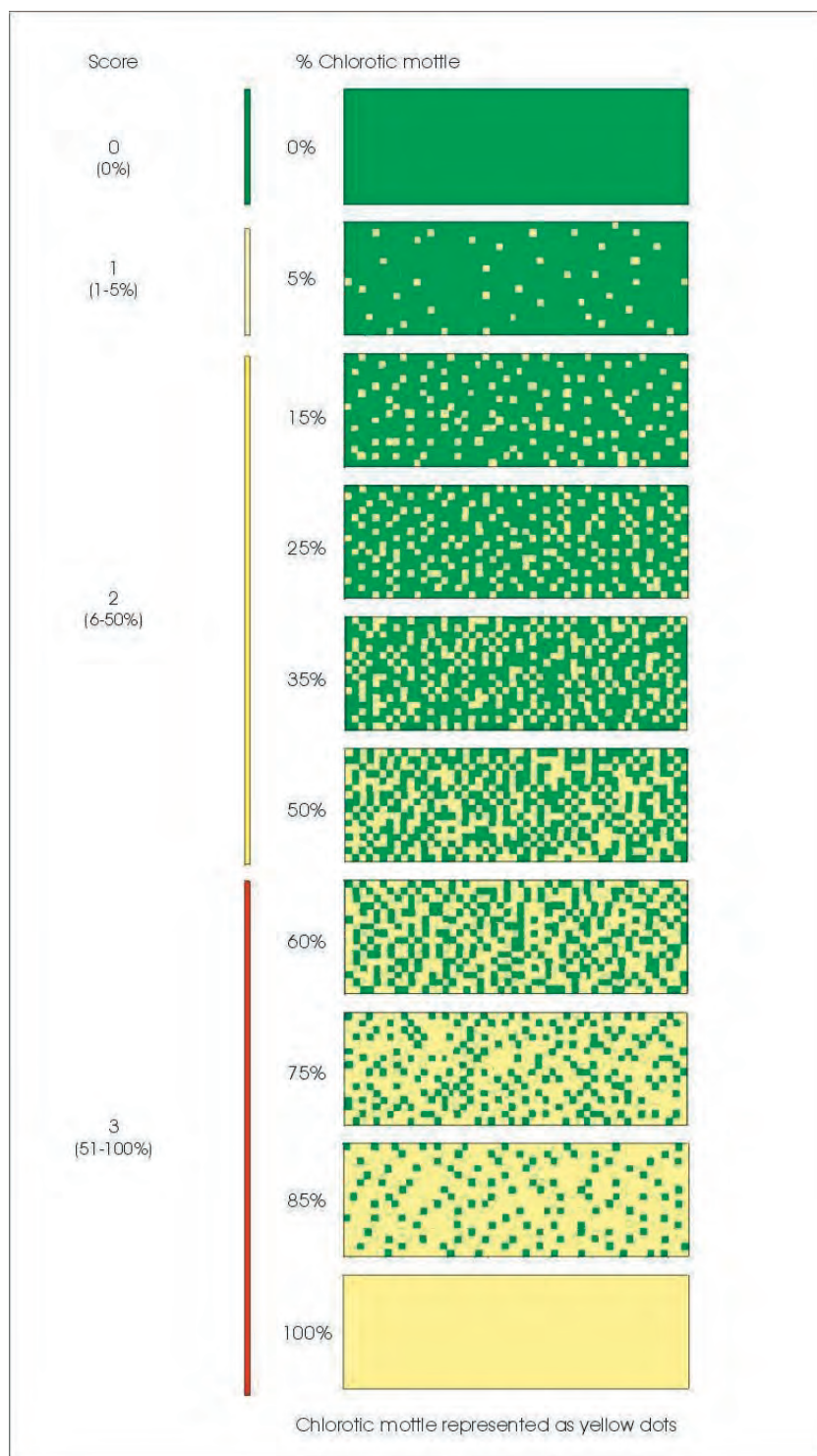
ALLEGATO 3 - DIAGRAMMA DI FLUSSO PER LA DIAGNOSI DEI SINTOMI DELL'OZONO

Flowchart for the diagnosis of ozone-induced injury on broad-leaf species

M. Schaub, 2004

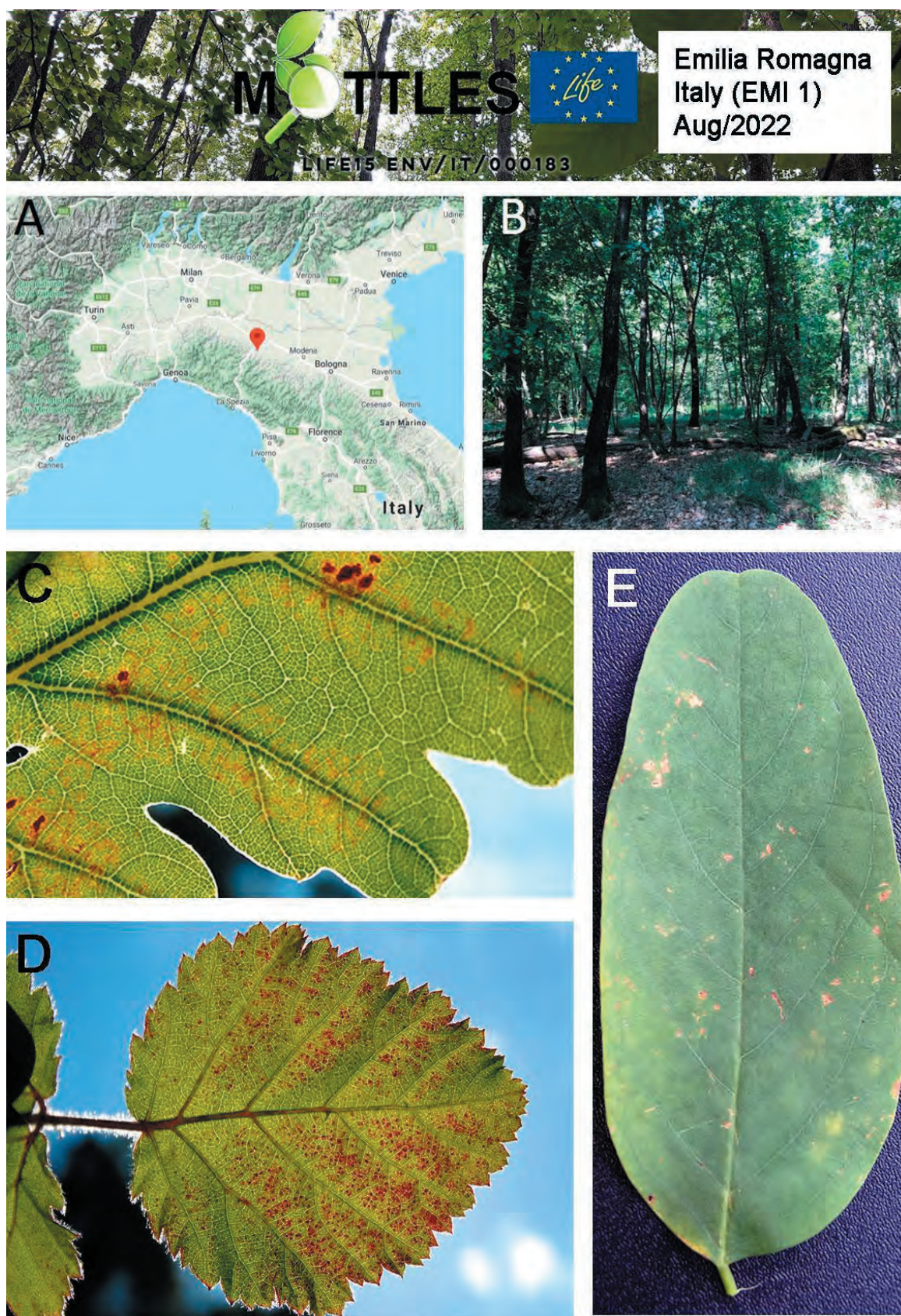


ALLEGATO 4 - GRAFICO GENERATO DAL COMPUTER PER LA VALUTAZIONE
DEL DANNO DA O₃



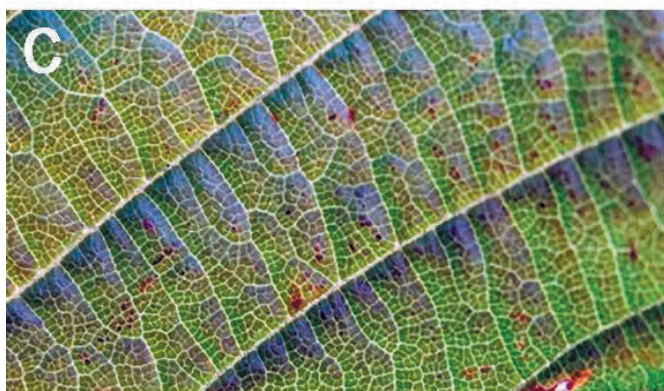
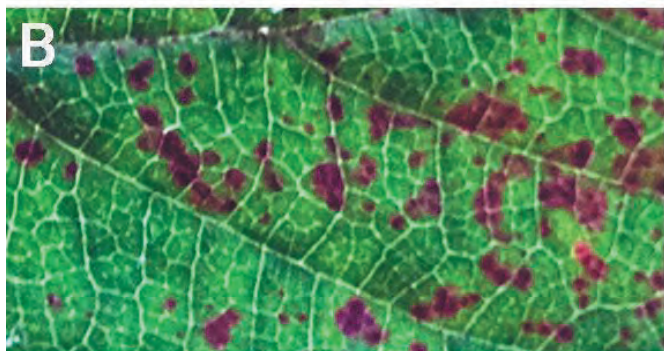
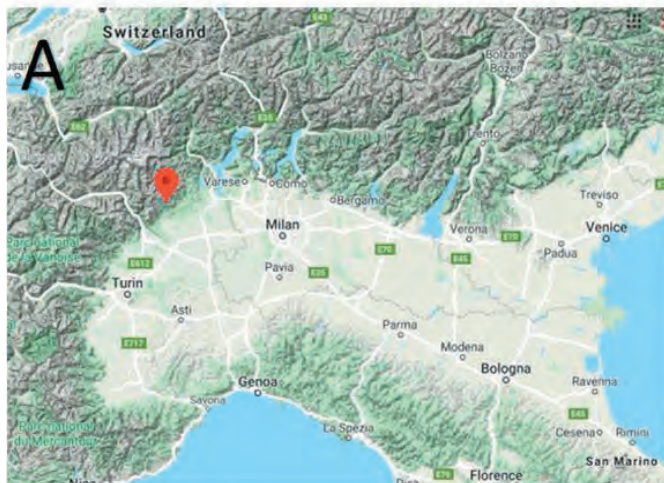
[illegible]

ALLEGATO 6 - FOTO DEI SINTOMI VISIBILI DI DANNO DA OZOTO



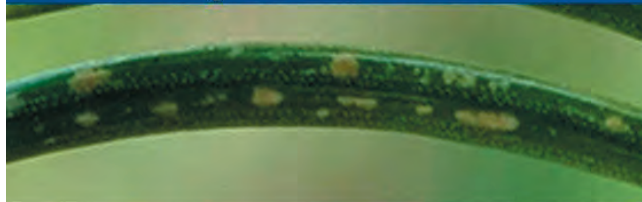
A-B) Plot site in Emilia Romagna - Italy (EMI 1);
 C) *Quercus petraea* with possible O₃ foliar visible injury (O₃-FVI);
 D) *Rubus* spp. with O₃-FVI;
 E) *Robinia pseudoacacia* with possible O₃-FVI;

(SEGUE ALLEGATO 6)



A) Plot site in Piemonte - Italy (PIE 1);
B - E) O₃ foliar visible injury (O₃-FVI) in:
B) *Rubus* spp., C) *Fagus sylvatica*, D) *Corylus avellana*, E) *Vaccinium myrtillus*.

(SEGUE ALLEGATO 6)



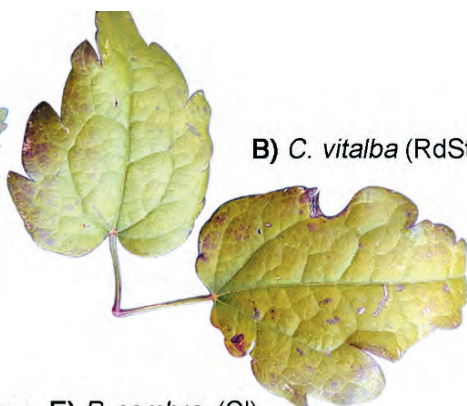
(SEGUE ALLEGATO 6)

Mottles

A) *C. betulus* (Rd)



B) *C. vitalba* (RdSt)



C) *C. avellana* (RdSt/Br)



D) *F. sylvatica* (BrwSt/Cl/Br) E) *P. cembra* (Cl)



F) *P. spinosa* (RdSt)



G) *R. canina* (Rd)



FO₃X

I) *A. unedo* (RdSt)



J) *P. halepensis* (Cl)



H) *A. glutinosa* (RdSt)



K) *Q. pubescens* (Brw/BrwSt)



L) *Q. robur* (Brw/BrwSt)



Esempi O₃_VFI (MOTTLES e FACE-FO3X), A e G) Rossastro internervale distribuito in modo omogeneo (Rd); B, C, F, H e I) Punteggiatura internervale rossastra (RdSt); D, K e L) Punteggiatura internervale bruno scuro (BrwSt); E e J) Clorosi (Cl). K e L) Internervale brunastra omogeneamente distribuita (Brw); C, F) Bronzatura (Br).

(SEGUE ALLEGATO 6)

LESS and ITP



Rubus spp



Vaccinium myrtillus



Fagus sylvatica



Pinus pinea



Picea abies

FACE



*Populus X
euramericana*



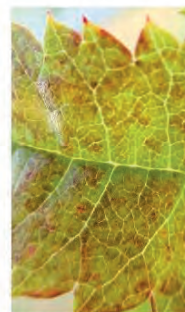
Populus maximowiczii Henry X *Vaccinium myrtillus*



Alnus glutinosa



Arbutus unedo



Sorbus aucuparia

Esempi O₃_VFI (MOTTLES e FACE-FO3X).



1.2.4. Biodiversità animale

Procedure per il monitoraggio integrato della biodiversità animale

Procedures for integrated monitoring of animal biodiversity

**Flavia Sicuriello, Emanuela Solano, Giorgia Castiello, Silvia Pioli,
Serena Carloni, Paolo Colangelo**

Corresponding authors: flavia.sicuriello@cnr.it, paolo.colangelo@cnr.it

**CNR IRET - Area della Ricerca Roma 1, Strada Provinciale 35d, 9
00010, Montelibretti (RM)**

Introduzione

Il monitoraggio della biodiversità animale all'interno dei siti NEC consiste in un protocollo integrato di tre diversi indicatori: qualità biologica del suolo attraverso gli artropodi (QBS-ar), ricchezza specifica e composizione delle comunità della fauna terrestri tramite lo studio del DNA presente nella matrice ambientale (eDNA) e degli uccelli e dei pipistrelli, tramite monitoraggio acustico passivo (PAM). L'integrazione delle procedure, oltre a diminuire lo sforzo di campionamento e ottimizzarne i costi, crea il presupposto di base per consentire analisi e validazioni incrociate tra le diverse variabili misurate.

Monitoraggio bioacustico

L'analisi dei suoni (vocalizzazioni) emessi dagli animali sta prendendo sempre più rapidamente piede nelle pratiche di rilievo della diversità animale. La popolarità di queste tecniche sono per lo più dovute al vantaggio di ridurre lo sforzo di campionamento poiché a differenza di un monitoraggio acustico tradizionale non necessita la presenza dell'operatore. Questo permette non solo di ridurre lo sforzo umano in campo ma anche di raccogliere una mole di dati maggiori, sia da un punto di vista temporale che spaziale.

La metodologia si basa sul principio della registrazione dei suoni emessi dagli animali tramite un registratore posizionato in foresta e programmabile a seconda delle necessità. Esistono diverse tipologie di registratori in grado di registrare sia suoni nel campo dell'udibile sia suoni non udibili all'orecchio umano (ultrasuoni). La tecnica è particolarmente idonea a studiare le specie che tendono ad emettere suoni con maggiore frequenza perché utilizzati nelle relazioni sociali, nutrizione, orientamento come gli uccelli e i pipistrelli. È noto come negli uccelli ogni specie sia caratterizzata da un proprio canto e l'analisi di questi canti permette abbastanza facilmente di riconoscere la specie. Registrando tutti i canti udibili in foresta, in un arco temporale adeguato, è possibile quindi studiare la diversità dell'intera comunità ospitata da uno specifico sito. Analogamente, i pipistrelli emettono ultrasuoni per orientarsi e cacciare prede. La differenza sostanziale è che i pipistrelli emettono ultrasuoni non udibili dall'orecchio umano ma rilevabili da un registratore.

I suoni, registrati su una scheda SD, vengono poi riascoltati da un esperto (anche tramite ausilio di un software) e possono essere utilizzati per 1) identificare specie di interesse e 2) studiare la complessità della comunità anche attraverso indici di complessità sonora (nel caso degli uccelli).

Il monitoraggio bioacustico degli uccelli

Le specie di uccelli occupano un'ampia gamma di tipi di habitat forestali e sono considerati indicatori appropriati dello stato di conservazione di una foresta poiché sensibili ai cambiamenti indotti dalla gestione forestale o da diverse fonti di disturbo antropico (Rempel et al., 2016). I risultati di molti studi recenti indicano la possibilità di utilizzare il monitoraggio acustico passivo (PAM) per monitorare la popolazione di uccelli e lo stato degli ecosistemi forestali (Atemasov e Atemasova, 2019). Pertanto, la stima della biodiversità dell'avifauna è una misura dello stato dell'ecosistema forestale.

I sondaggi condotti tramite il PAM attraverso unità di registrazione autonome (ARU) sono utilizzabili per la stima della diversità degli uccelli (Metcalf et al., 2022; Darras et al., 2019). Il PAM non richiede la presenza attiva di utenti per il monitoraggio rendendo possibile la standardizzazione della raccolta dei dati acustici. Quando il focus è lo studio del paesaggio sonoro, definito come il prodotto delle relazioni tra i suoni dell'ambiente e l'ascoltatore, è importante standardizzare la finestra temporale per la registrazione e la registrazione dovrebbe essere effettuata, possibilmente, in simulta-

nea in siti diversi. I dati così ottenuti possono essere utilizzati per calcolare diversi indici acustici: Acoustic Complexity Index (ACI; Pieretti et al. 2011), Normalized Difference Soundscape Index (NDSI, <http://www.real.msu.edu>; Kasten et al. 2012), Bioacoustic Index (Boelman et al. 2007), Acoustic Diversity Index (ADI; Villanueva-Rivera et al. 2011), Acoustic Evenness Index (AEI, Villanueva-Rivera et al. 2011).

Il monitoraggio bioacustico dei pipistrelli

Molte specie di pipistrelli si rifugiano e/o foraggiano nella foresta o utilizzano aree e corridoi forestali per gli spostamenti. La presenza e l'attività dei pipistrelli nella foresta sono fortemente influenzate dall'età e dalla struttura della foresta e, a sua volta, dalla gestione forestale (Russo et al., 2021). I pipistrelli mostrano risposte a fattori di stress antropici legati ai cambiamenti in altri componenti dell'ecosistema e possono mostrare un rapido declino della popolazione. Questo gruppo di mammiferi è estremamente diversificato (34 specie presenti in Italia, Loy et al., 2019) e diffuso e mostra un'impressionante diversità trofica. Inoltre, fornisce importanti servizi ecosistemici. Per tutte queste ragioni, i pipistrelli potrebbero fungere da idonei bioindicatori in molti contesti ambientali (Jones et al., 2009; Jones et al., 2013). Nonostante il numero limitato di studi disponibili sugli ecosistemi forestali (Cistrone et al., 2015; Carr et al., 2020; Piksa et al., 2022; Vlaschenko et al., 2022), l'uso dei pipistrelli come bioindicatori è molto promettente (Tuneu-Corral et al., 2020) ma richiede ulteriori indagini in contesti specifici come la silvicoltura e il cambiamento climatico (Russo et al., 2021).

L'utilizzo dei pipistrelli come bioindicatori ha dei vantaggi che comprendono una relativa stabilità tassonomica, ampia diffusione geografica, ricca diversità trofica, risposte graduali all'alterazione ambientale correlate con quelle di altre componenti della biodiversità, come gli insetti, e una rapida diminuzione della popolazione a causa della lenta crescita della popolazione (Jones et al., 2009). Come per gli uccelli, il PAM non richiede la presenza attiva degli utenti per il monitoraggio, rendendo possibile la standardizzazione della raccolta dei dati acustici (Froidevaux et al., 2014). Tuttavia, sebbene il PAM consenta la raccolta di una quantità di dati senza precedenti, è necessario prestare attenzione alla difficoltà della loro elaborazione ed è consigliabile la convalida da parte di un esperto (Russo e Voigt, 2016).

Il PAM delle comunità di pipistrelli è ancora un campo emergente e, probabilmente a causa di una generale mancanza di standard metodologici e della mancanza di indici ecologici comuni, i programmi di monitoraggio acustico a lungo termine dei pipistrelli sono ancora scarsi (Tuneu-Corral et al., 2020). Infatti, nonostante la grande quantità di letteratura sull'ecologia dei pipistrelli forestali, gli esempi espliciti dell'uso dei pipistrelli come bioindicatori negli ambienti forestali sono pochi (Russo et al., 2021) e l'applicabilità degli indici proposti in letteratura (Tuneu-Corral et al., 2020) deve esser valutata attentamente.

DNA ambientale

Il monitoraggio delle comunità animali terrestri è tradizionalmente basato sull'identificazione visiva delle specie lungo transetti o tramite cattura con trappola e conta degli individui delle diverse specie. Tuttavia, queste tecniche di monitoraggio sono spesso problematiche a causa di diversi fattori. La conta visiva è fortemente influenzata dalla capacità del rilevatore, che dovrebbe essere sempre lo stesso. Per quanto riguarda i trappolamenti, la difficoltà di cattura degli individui è un fattore limitante. Inoltre, le condizioni ambientali avverse possono rendere il compito difficoltoso e l'identificazione delle specie catturate non è sempre semplice in assenza di uno specialista. In questo contesto, i recenti progressi nelle tecniche molecolari offrono nuove opportunità per il monitoraggio dell'ecosistema terrestre (Bohmann et al., 2014). Una tecnica, particolarmente promettente è l'utilizzo del DNA ambien-

tale (environmental DNA, eDNA), cioè il DNA estratto da una matrice ambientale come suolo o acqua. Poiché ogni specie presente in un ambiente rilascia nella matrice cellule e quindi DNA, i metodi basati sull' eDNA consentono di stimare la diversità delle comunità di un particolare ecosistema tramite l'identificazione delle specie presenti grazie ad un approccio di genetica molecolare. Inizialmente, le tecnologie relative all'eDNA sono state sviluppate per i microorganismi, ma ad oggi questa tecnica è anche applicata su piante e animali e in tutti i tipi di ecosistemi. Basandosi sul principio che un determinato ecosistema presenta un certo numero e tipo di specie, si possono produrre database di presenza delle specie che possono essere utilizzati come indicatori per valutare la biodiversità e la qualità ecologica in una determinata area (Thomsen et al., 2015; Deiner et al., 2016). Tuttavia, l'integrazione di questi nuovi metodi nelle attuali pratiche di monitoraggio non è semplice e richiede sforzi per mettere a punto i protocolli e la loro riproducibilità, sia in campo che in laboratorio (van der Heyde et al., 2022). Negli ultimi anni, infatti, molti studi si sono orientati allo sviluppo di protocolli universali applicabili alla valutazione della diversità delle comunità di animali terrestri. Le specie animali identificabili possono essere sia vertebrati che invertebrati. In particolare, per quanto riguarda i mammiferi, sono stati condotti alcuni studi cardine per valutare l'affidabilità del rilevamento dell'eDNA e dell'identificazione delle specie. Questi protocolli sono stati testati sia in un ambiente controllato (ad es. zoo) che in ambiente selvatico e hanno portato a risultati promettenti (Andersen K et al., 2012; Rodgers TW & Mock KE, 2015; Ushio M et al., 2017; Leempoel et al., 2020).

QBS-ar (Qualità Biologica del Suolo)

L'indice QBS-ar (Qualità Biologica del Suolo) si basa sul seguente concetto: maggiore è la qualità del suolo, maggiore è il numero di gruppi di microartropodi morfologicamente ben adattati alla vita edafica. La fluttuazione della qualità del suolo può essere correlata alle attività umane dirette, come il calpestio, e a processi a lungo termine, come il cambiamento climatico. Il QBS-ar è stato sviluppato da un team italiano (Parisi et al. 2005) ed è stato applicato a diversi ecosistemi, tra cui terreni agricoli, praterie, suoli urbani, boschi e a terreni degradati. Non richiede l'identificazione della fauna a livello di specie. Viene applicato alla comunità dei microartropodi del suolo, separati secondo l'approccio della forma biologica, con l'intenzione di valutare il livello di adattamento dei microartropodi alla vita edafica e superare le difficoltà note di analisi tassonomica a livello di specie. Inoltre, questo indice è piuttosto economico, sia in termini di attrezzature necessarie che di tempo/energia necessari per l'attività di campionamento e l'analisi dei campioni. L'elevato numero di applicazioni in Italia e in altri paesi indica il potenziale del QBS-ar. È un buon indice candidato per il biomonitoraggio in continuo delle comunità del suolo e per descriverne modelli e processi. Una conoscenza più approfondita della biodiversità del suolo in risposta alla gestione della matrice ambientale potrà fornire indicazioni per una pianificazione di gestione efficace e per un uso sostenibile delle risorse rinnovabili e la conservazione della natura.

Periodo del monitoraggio

Il periodo per effettuare il campionamento è la tarda primavera/estate (maggio-giugno). La capacità di campo del suolo deve essere compresa tra il 40% e l'80% quindi bisogna evitare i periodi estremamente siccitosi e i giorni successivi ad eventi piovosi. Ogni anno il monitoraggio deve essere fatto nello stesso periodo con una tolleranza di 15 giorni (prima o dopo).

Scelta e allestimento del plot di campionamento

Il plot non potrà essere posizionato all'interno dell'area NEC, dove potrebbero essere presenti disturbi del suolo dovuti al calpestio e dove la fauna viene esclusa dalle recinzioni, ma in sua prossimità. Il plot è costituito da un'area di circa 6 metri di raggio intorno ad un albero di riferimento.

I criteri da seguire per l'individuazione di un'area idonea a posizionare il plot sono i seguenti:

- identificare un albero idoneo per posizionare il registratore in modo che i microfoni non siano ostruiti da rami, foglie o altro;
- mediante l'osservazione visiva è importante evitare la scelta di una zona non rappresentativa (ecotonale), in cui ci siano ad esempio rocciosità e pietrosità molto abbondanti, legno morto in quantità eccessive, formicai, copertura arbustiva abbondante;
- assicurarsi che nel raggio di 5/6 metri dal tronco dell'albero il suolo sia accessibile per stendere la fettuccia e effettuare il campionamento di suolo;
- l'area intorno all'albero non deve essere una zona di passaggio (sentieri, strade, ecc.).

Equipaggiamento

Ad ogni prelevatore verrà fornito un kit di raccolta di suolo.

Nel kit saranno presenti:

- Contenitore in polistirolo per il trasporto del campione in laboratorio.
- Scatolone per la spedizione.
- Etichetta adesiva per spedizione.
- Nastro adesivo per chiusura dei pacchi.
- Matita e scheda del campionamento.
- Minikit per eDNA: 20 bustine a chiusura ermetica etichettate per la raccolta del suolo per eDNA. Cinque bustine per ogni punto cardinale etichettate con una lettera indicante il punto cardinale (N, S, E, O) ed un numero progressivo (1-5) indicante i prelievi da effettuare, 4 cucchiaini in plastica, 1 paio di guanti monouso.
- Minikit per QBS: 9 buste di plastica con laccetti per raccolta del suolo etichettate con una lettera indicante il punto cardinale (N, E, O) ed un numero progressivo (1-3) indicante i prelievi da effettuare, 1 paio di guanti da lavoro.
- Fettuccia metrica da 5 metri.
- Vanghetta pieghevole.
- Spatola 10 cm.
- Mattonella quadrata in legno 10 cm x10 cm.
- Siberini.
- Buste refrigeranti.
- Registratori PAM già programmati per la registrazione.
- Laccio elastico con lucchetto.

Procedura per lo svolgimento del campionamento

Il campionamento durerà 5 giorni. Il primo giorno verrà posizionato il registratore che in autonomia registrerà vocalizzazioni di uccelli e pipistrelli. Il quinto giorno il registratore dovrà essere recuperato e contestualmente si effettuerà la raccolta di suolo per QBS-ar ed eDNA.

Fase preparatoria per il campo:

- mettere i siberini e le buste refrigeranti in congelatore, almeno 24h prima;

- se possibile scaricare su un dispositivo android o mac Os (cellulare o tablet) l'applicazione SongMeter della Wildlife Acoustics;
- una volta sul campo annotare sulla scheda in dotazione le informazioni richieste.

Fase 1 - Monitoraggio bioacustico

Le misurazioni saranno effettuate utilizzando dispositivi acustici programmabili dagli operatori. In particolare, i richiami degli uccelli e dei pipistrelli saranno registrati utilizzando un “song meter mini bat ultrasonic recorders” (Wildlife Acoustics) dotato di microfono in grado di captare suoni nel campo dell’udibile e degli ultrasuoni. Il dispositivo viene configurato tramite un’applicazione disponibile sia per dispositivi android che iOS prima del posizionamento in campo. La configurazione può essere effettuata direttamente da un operatore già esperto dell’uso dell’applicazione e successivamente chi posiziona il dispositivo in campo deve solo accendere il dispositivo, che raccoglierà automaticamente i dati e li registrerà sulla scheda SD di cui sono dotati. Non è richiesta alcuna gestione dei dati in campo se non la registrazione del numero del dispositivo e delle coordinate GPS.

1. Il dispositivo deve essere posizionato sull’albero di riferimento a circa 150/200 cm da terra ancorandolo utilizzando il laccio elastico in dotazione. Il registratore è associato ad un cavo in acciaio che può essere chiuso con un lucchetto per ridurre la possibilità che venga rubato (purtroppo capita) (Figura 1);



Figura 1 - Esempio di registratore posizionato sul tronco di un albero.

2. prima di posizionare il registratore assicurarsi di averlo acceso spostando la levetta su “on” (Figura 2); per fare questo è necessario aprire il coperchio del registratore chiuso con un meccanismo a pressione;
3. richiudere il registratore assicurandosi che il coperchio sia ben agganciato (per evitare eventuali infiltrazioni di acqua in caso di pioggia) e posizionarlo sull’albero nel punto identificato.



Figura 2 - Dopo aver rimosso il coperchio è visibile l’interruttore per accensione (cerchio rosso).

A questo punto i richiami degli uccelli verranno registrati automaticamente in una finestra di 2 ore a cavallo dell’alba mentre gli ultrasuoni emessi dai pipistrelli sono registrati in una finestra temporale che va da un’ora prima del tramonto ad un’ora prima dell’alba. Il registratore verrà impostato per essere attivo per 5 giorni/notte consecutivi (possibilmente evitando i giorni di pioggia). Per verificare il corretto funzionamento del registratore è possibile collegarsi tramite bluetooth utilizzando un dispositivo dotato dell’applicazione “SongMeter”.

Fase 2 - Raccolta dei campioni per eDNA

Le unità di campionamento saranno posizionate su 4 transetti di 5 m lungo le direttrici dei punti cardinali (Figura 3) a partire dal fusto dell’albero di riferimento. Lungo ciascun transetto verranno raccolti 5 campioni, uno ogni metro.

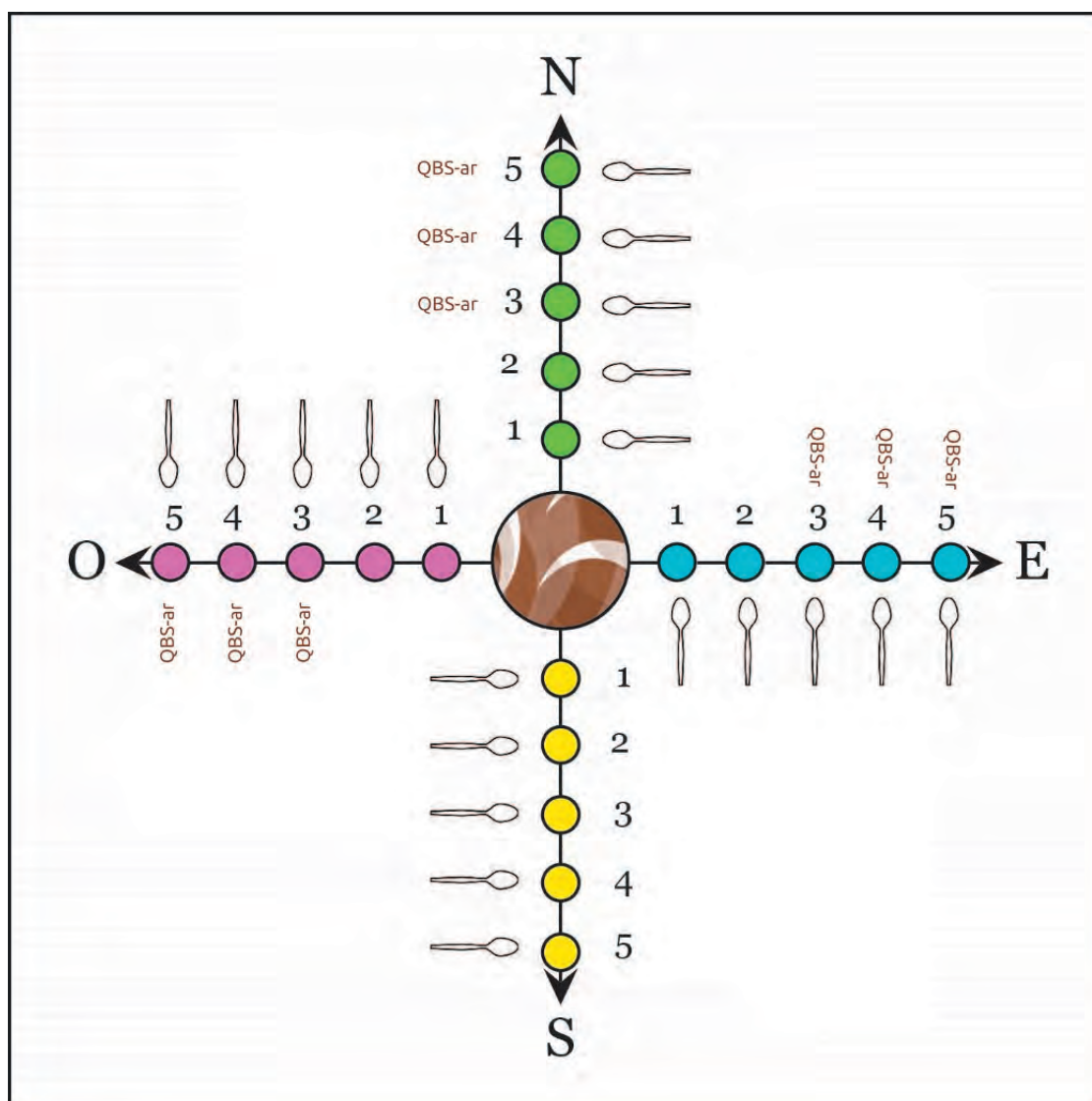


Figura 3 - Schema del campionamento: i cucchiaini indicano i punti dove fare il prelievo del suolo per l'eDNA (5 per transetto, ogni metro). Sono indicati anche i punti dove prelevare il suolo per il QBS-ar (solo i transetti N, E, O negli ultimi tre punti 3, 4, 5 m).

Come si procede:

1. posizionarsi con le spalle appoggiate all'albero scelto;
2. individuare il Nord tramite bussola;
3. posizionare la fettuccia metrica nella direzione del Nord partendo dall'albero come origine;
4. indossare i guanti;
5. rimuovere lo strato di lettiera;
6. prelevare un cucchiaino di suolo ogni metro lungo il transetto partendo dall'origine, per un totale di 5 campioni per transetto, seguendo le seguenti accortezze:
 - inserire ciascun campione all'interno dell'apposita bustina (contrassegnata con il codice es: N1, N2, etc);
 - cercare di pulire il cucchiaino tra un prelievo e l'altro cercando di minimizzare le contaminazioni fra campioni (non soffiando);
 - cercare di raccogliere solamente suolo, non foglie o legno o brecciolino;

7. ripetere il punto 5 per le direzioni E, S, O usando un cucchiaino pulito per raccogliere il terreno del transetto successivo (sono forniti 4 cucchiaini, uno per transetto);
8. riporre i campioni nella busta termica.

Fase 3 - Raccolta dei campioni per QBS-ar

All'interno del plot vengono effettuati 3 campionamenti, ciascuno costituito da 3 campioni cubici di terreno di 1 dm³ (10x10x10 cm), quindi per ciascun sito verranno prelevati 9 campioni (3 repliche per 3 campioni).

I punti di campionamento sono gli stessi utilizzati per l'eDNA, e seguendo il seguente schema (Figura 3):

- i tre campioni saranno prelevati dai transetti Nord, Est ed Ovest;
- per ogni transetto verranno effettuate le tre repliche nei punti a 3-4-5 metri;
- ogni campione verrà identificato da un codice con la lettera identificativa del punto cardinale e il numero della distanza dall'albero di riferimento es: N3, N4, N5 oppure E3, E4, E5 etc.

Come si procede:

1. posizionarsi sulla parte in cui è stata rimossa la lettiera per il prelievo del suolo dell'eDNA;
2. aumentare la superficie di suolo esposto fino a scoprire un quadrato 10 cm x 10 cm;
3. poggiare la mattonella in legno (10 cm x 10 cm) sul suolo e con la spatola "tagliare" il suolo lungo tutti i bordi scendendo fino alla profondità di 10 cm;
4. rimuovere la mattonella di legno;
5. infilare la vanghetta in uno dei lati tagliati e sollevare il cubo di suolo, facendo attenzione a prelevare tutto il volume; nel caso in cui il suolo sia molto sciolto o ricco in scheletro fare attenzione a raccogliere tutto;
6. riporre il campione nel sacchetto precedentemente scritto, facendo attenzione a non pressarlo o scuoterlo;
7. chiudere il sacchetto con gli appositi laccetti cercando di lasciare aria.

Fase 4 - Spedizione del pacco

Una volta terminato il campionamento, riporre i campioni di suolo nel contenitore isoteramico con i siberini e le altre strumentazioni all'interno dello scatolone. Sigillare tutto con il nastro e compilare l'etichetta per la spedizione.

Le istruzioni per la spedizione verranno concordate con il personale del luogo.

BIBLIOGRAFIA

- Atemasov, A. and Atemasova, T., 2019. Impact of stand variables on characteristics of avian soundscape in common oak (*Quercus robur* L.) forests. *Forestry Studies*, vol.70, no.1, pp. 68-79.
- Boelman, N. T., Asner, G. P., Hart, P. J., and Martin, R. E., 2007. Multi-trophic invasion resistance in Hawaii: Bioacoustics, field surveys, and airborne remote sensing. *Ecological Applications*, 17(8).
- Carr A., Weatherall, A., Jones, G., 2020. The effects of thinning management on bats and their insect prey in temperate broadleaved woodland. *Forest Ecology and Management*, Volume 457.
- Cistrone, L., Altea, T., Matteucci, G., Posillico, M., De Cinti, B., and Russo, D., 2015. The effect of thinning on bat activity in Italian high forests: The LIFE + “ManFor C. BD” experience. *Hystrix It. J. Mamm.* 26, 125–131.
- Darras, K., Batáry, P., Furnas, B. J., Grass, I., Mulyani, Y. A., and Tscharrntke, T., 2019. Autonomous sound recording outperforms human observation for sampling birds: a systematic map and user guide. *Ecological Applications* 29(6): e01954.
- Froidevaux, J.S.P., Zellweger, F., Bollmann, K., and Obrist, M.K., 2014. Optimizing passive acoustic sampling of bats in forests. *Ecology and Evolution*, 4, 4690-4700.
- Gasc, A., Sueur, J., Jiguet, F., Devictor, V., Grandcolas, P., Burrow, C., Depraetere, M., Pavoine, S., 2013. Assessing biodiversity with sound: do acoustic diversity indices reflect phylogenetic and functional diversities of bird communities? *Ecol. Indic.* 25, 279–287.
- Jones, G., Jacobs, D.S., Kunz, T.H., Willig, M.R., and Racey, P.A., 2009. Carpe noctem: The importance of bats as bioindicators. *Endanger. Species Res.* 8, 93–115.
- Jones, K.E., Russ, J.A., Bashta, A.-T., Bilhari, Z., Catto, C., Csősz, I., Gorbachev, A., Győrfi, P., Hughes, A., Ivashkiv, I., Koryagina, N., Kurali, A., Langton, S., Collen, A., Margiean, G., Pandourski, I., Parsons, S., Prokofev, I., Szodoray-Paradi, A., Szodoray-Paradi, F., Tilova, E., Walters, C.L., Weatherill, A. and Zavarzin, O., 2013. Indicator Bats Program: A System for the Global Acoustic Monitoring of Bats. In *Biodiversity Monitoring and Conservation* (eds B. Collen, N. Pettorelli, J.E.M. Baillie and S.M. Durant).
- Kasten, E. P., Gage, S. H., Fox, J., and Joo, W., 2012. The remote environmental assessment laboratory’s acoustic library: An archive for studying soundscape ecology. *Ecological Informatics* 12:50-67.
- Metcalf, O.C., Barlow, J., Marsden, S., Gomes de Moura, N., Berenguer, E., Ferreira, J. and Lees, A.C, 2022. Optimizing tropical forest bird surveys using passive acoustic monitoring and high temporal resolution sampling. *Remote Sens Ecol Conserv*, 8: 45-56.
- Pieretti, N., Farina, A., and Morri, D., 2011. A new methodology to infer the singing activity of an avian community: The Acoustic Complexity Index (ACI). *Ecol. Indic.*, 11: 868-873.
- Parisi, V., Menta, C., Gardi, C., Jacomini, C. and Mozzanica, E., 2005. «Microarthropod Communities as a Tool to Assess Soil Quality and Biodiversity: A New Approach in Italy». *Agriculture, Ecosystems & Environment* 105, fasc. 1–2 (gennaio 2005): 323–33. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2004.02.002>.
- Piksa, K., Brzuskowski, T., Zwijacz-Kozica, T., 2022. Distribution, Dominance Structure, Species Richness, and Diversity of Bats in Disturbed and Undisturbed Temperate Mountain Forests. *Forests*, 13, 56. H.
- Rempel, R. S., Naylor, B. J., Elkie, P. C., Baker, J., Churcher, J., and Gluck, M. J., 2016. An indicator system to assess ecological integrity of managed forests. *Ecological indicators*, 60, 860-869.

- Russo, D., Salinas-Ramos, V.B., Cistrone, L., Smeraldo, S., Bosso, L., Ancillotto, L., 2021. Do We Need to Use Bats as Bioindicators? *Biology*, 10, 693.
- Russo, D., and Voigt, C.C., 2016. The use of automated identification of bat echolocation calls in acoustic monitoring: A cautionary note for a sound analysis. *Ecological Indicators*, Volume 66: 598-602.
- Shaw, T., Hedes, R., Sandstrom, A., Ruete, A., Hiron, M., Hedblom, M., Eggers, S., and Mikusiński, G., 2021. Hybrid ioacoustics and ecoacoustic analyses provide new links between bird assemblages and habitat quality in a winter boreal forest. *Environmental and Sustainability Indicators* 11:100141.
- Tuneu-Corral, C., Puig-Montserrat, X., Flaquer, C., Mas, M., Budinski, I., and López-Baucells, A., 2020. Ecological indices in long-term acoustic bat surveys for assessing and monitoring bats' responses to climatic and land-cover changes. *Ecological Indicators*, Volume 110, 10584.
- Villanueva-Rivera, L.J., Pijanowski, B.C., Doucette, J. et al., 2011. A primer of acoustic analysis for landscape ecologists. *Landscape Ecol* 26, 1233–1246.
- Vlaschenko, A., Kravchenko, K., Yatsiuk, Y., Hukov, V., Kramer-Schadt, S., Radchuk, V., 2022. Bat Assemblages Are Shaped by Land Cover Types and Forest Age: A Case Study from Eastern Ukraine. *Forests*, 13, 1732.



1.3. Condizioni degli alberi

1.3.1. Chiome

**Valutazione della condizione delle chiome degli alberi
nelle aree permanenti di monitoraggio di Livello I e di Livello II.
Manuale di Campagna – Aggiornamento 2023**

Procedures for assessing the condition of the crown

**Filippo Bussotti, Daniele Benassai, Davide Bettini, Matteo Bracalini,
Paolo Capretti, Enrico Cenni, Luisa Ghelardini, Giovanni Iacopetti,
Salvatore Moricca, Tiziana Panzavolta, Martina Pollastrini,**

Corresponding author: Filippo Bussotti (filippo.bussotti@unifi.it)

**Università degli Studi di Firenze - Dipartimento di Scienze e Tecnologie Agro-Alimentari,
Ambientali e Forestali (DAGRI).**

Piazzale delle Cascine 18, 50144 Firenze (Italia)

1. Introduzione

La salute delle foreste, in relazione ai disturbi biotici e abiotici, è una questione rilevante per scienziati e gestori forestali. Gli attacchi dei parassiti e l'impatto dei fattori climatici (siccità, gelate, tempeste, ecc.) possono compromettere l'economia forestale e anche la sopravvivenza dei popolamenti forestali. Negli anni '80 il fattore più pericoloso è stato identificato nelle deposizioni atmosferiche acidificanti, come causa del cosiddetto "declino delle foreste" (Waldsterben, nella letteratura tedesca) in Europa centrale e Nord America. In questo contesto è stato lanciato in Europa, nel 1985, un programma per la valutazione delle condizioni delle foreste (ICP Forests - International Co-operative Program on Assessment and Monitoring of Air Pollution Effects on Forests) nell'ambito della Convenzione sull'inquinamento atmosferico transfrontaliero a grande distanza (CLRTAP, ora: Air Convention) e l'European Union Scheme on the Protection of Forests Against Atmospheric Pollution. Questo tema ha avuto una grande popolarità tra gli scienziati e i media, ma negli anni '90 Kandler e Innes (1995) hanno contestato la teoria che un solo fattore (l'inquinamento atmosferico) fosse responsabile di tutte le manifestazioni di declino delle foreste, nonché la generalizzazione del concetto di "nuovo tipo di danni alle foreste" (Neuartige Waldschäden). In anni recenti, in seguito ad una serie di anomalie climatiche, tra cui ondate di calore e siccità e tempeste di vento, e alla diffusione di insetti e patogeni opportunisti e invasivi, c'è stato un rinnovato interesse per il monitoraggio delle condizioni delle foreste.

Dagli anni '80 il parametro più rilevante per valutare la salute e la vitalità degli alberi è la defogliazione. La defogliazione è un parametro aspecifico, che integra la variabilità genetica intrinseca degli alberi con gli effetti del sito, tra cui le caratteristiche del suolo, quelle caratteristiche climatiche, la struttura e composizione del popolamento forestale, e fattori esterni, come gli stress abiotici e biotici. La defogliazione non è necessariamente equivalente a un danno subito dalla pianta e può essere considerata indicativa dell'equilibrio plastico di un albero nel proprio ambiente. La defogliazione è stata criticata perché è valutata visivamente in bosco e può essere influenzata dalla soggettività dei rilevatori.

Nonostante questo, la valutazione della defogliazione si è consolidata nel tempo e si è dimostrata capace di produrre robuste serie di dati ecologicamente coerenti. Inoltre, la valutazione dei sintomi di danno nelle diverse parti dell'albero (foglie, rami, tronco e radici) fornisce un quadro più completo dell'intera condizione di un albero.

In Italia l'estensione e l'intensità dei danni alle foreste provocati da inquinamento atmosferico, impatti climatici e altri fattori biotici e abiotici è stata rilevata in passato e, lo è tuttora in corso, in modo sistematico nella rete di monitoraggio (Livello I e Livello II) CON.ECO.FOR. (CONtrollo ECOsistemi FORestali) – ICP Forests a partire dal 1997. Lo stato di salute delle foreste italiane è stato monitorato a partire dal 1997 in circa 260 aree di Livello I (indagine estensiva) e in 31 aree di Livello II (indagine intensiva).

2. Selezione delle aree e delle piante campione

2.1. Livello I

Le aree di Livello I sono localizzate nelle aree boscate che ricadono sui punti di intersezione di un reticolato nazionale di 15x18 Km.

L'area di campionamento ha forma circolare ed è costituita da due cerchi concentrici, rispettivamente di 13 e 18 m di raggio (AdS13 e AdS18) (Fig. 2.1). La popolazione di alberi oggetto di valutazione

della chioma è costituita da:

- tutti gli alberi compresi all'interno dell'AdS13 con diametro a 1.30 m da terra di almeno 9.5 cm e aventi le caratteristiche richieste per la valutazione della condizione della chioma (alberi vivi, chioma nel piano dominante, ovvero appartenenti alle classi 1-3 della classificazione di Kraft (da pre-dominanti a co-dominanti, vedi par. 5.2.5) e chioma visibile almeno nella sua parte superiore;
- tutti gli alberi con diametro a 1.30 m da terra di almeno 39.5 cm inclusi nell'AdS18 e con caratteristiche come al punto precedente ai fini della valutazione della chioma;
- gli alberi come ai punti precedenti e che non hanno subito danni da comprometterne almeno il 50% della chioma.

Nel caso di ceppaie con più polloni, nella fase di selezione del campione per la valutazione delle chiome, si considera tutta la ceppaia come un unico albero.

L'area di monitoraggio si considera attiva qualunque sia il numero di piante presenti. Nel corso degli anni il numero delle piante incluse nell'area può subire variazioni in base alla demografia del popolamento, ovvero agli eventi di morte, rimozione, ed eventuale inclusione di piante che nel frattempo hanno raggiunto i requisiti di valutabilità.

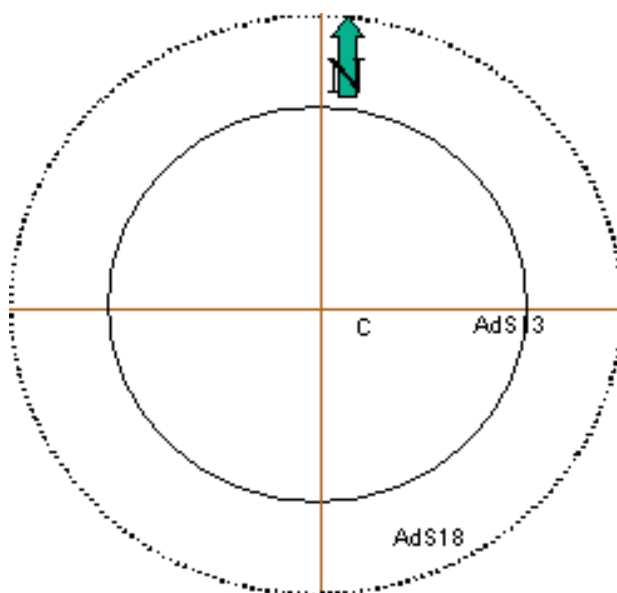


Figura 2.1 - Configurazione delle aree di campionamento (AdS13 e AdS18).

2.1.1. Integrazione in aree esistenti e/o temporaneamente sospese

Qualora siano presenti nell'area di campionamento alberi che, nel corso del tempo, abbiano raggiunto la soglia di rilevabilità ai fini della valutazione della chioma, questi vengono inclusi nel campione. La loro numerazione dovrà essere successiva all'ultimo numero della pianta utilizzato nel corso dei rilievi precedenti (serie storica per ciascuna area). Verrà fornito per ciascuna area il numero di pianta più alto rispetto a quelli utilizzati.

Nel caso di integrazione di piante già numerate all'interno dell'area con raggio 18 m, che erano state escluse perché non raggiungevano la soglia di rilevabilità, dovranno essere incluse nel campione da valutare, conservando il numero già assegnato. La stessa procedura è da fare per le eventuali piante

ritrovate (mantengono la vecchia numerazione visibile). È consigliato ripassare nel corso degli anni i numeri scritti con vernice sulle piante.

2.2. Livello II

Le aree di Livello II sono state selezionate secondo un criterio preferenziale per soddisfare le condizioni di accessibilità e facilità per effettuare le attività di monitoraggio.

La valutazione delle chiome è condotta su un campione massimo di 30 alberi selezionati indipendentemente dalla specie, con un diametro minimo di 12 cm a petto d'uomo. Il numero minimo di alberi da campionare è di 10 piante. I criteri per la scelta degli alberi sono gli stessi indicati per il Livello I.

2.2.1. Aree installate in ambito CONECOFOR

Nelle aree permanenti installate per il programma CONECOFOR la selezione degli alberi campione è stata effettuata all'interno di un'area permanente di 50x50 m. Gli alberi sono selezionati utilizzando un metodo iterativo a spirale: si parte dall'albero più vicino al centro dell'area e si procede a spirale in direzione Nord- Est - Sud - Ovest individuando di volta in volta i 30 alberi più vicini al centro (Figura 2.2.) appartenenti alle classi di Kraft da 1 a 4 (vedi par. 55.2.5).

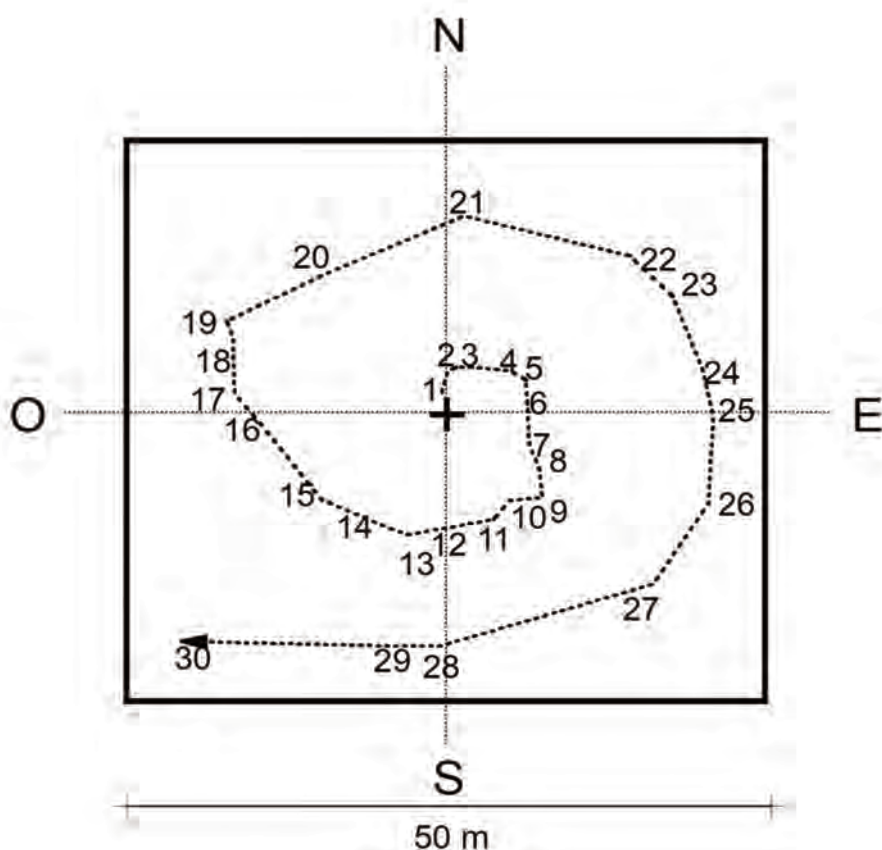


Figura 2.2 - Schema del metodo di campionamento degli alberi usato nelle aree di Livello II. I numeri riportati indicano la progressione della selezione (non la numerazione degli alberi selezionati).

2.2.2. Aree successivamente incorporate in CONECOFOR

Nelle aree permanenti installate e successivamente incorporate nella rete CONECOFOR è mantenuto il campione di alberi già individuato, al fine di garantire la coerenza temporale delle osservazioni.

2.2.3. Numerazione degli alberi campione in Aree CONECOFOR

Nelle aree di monitoraggio CONECOFOR tutti gli alberi con diametro a 1.30 m da terra maggiore di 5 cm sono numerati. Gli alberi selezionati per la valutazione delle chiome hanno, quindi, già un numero che deve essere mantenuto nella scheda di valutazione; il fatto che siano previsti 30 individui non vuol dire che la loro numerazione debba essere da 1 a 30. Nel caso di ceppaie con tutti i polloni numerati, la valutazione delle chiome interessa l'intera ceppaia, e il numero da riportare nella scheda è quello del pollone di maggior diametro.

2.2.4. Numerazione degli alberi campione in aree successivamente incorporate in CONECOFOR

Nel caso di aree preesistenti e successivamente incorporate in CONECOFOR è preferibile mantenere la numerazione già utilizzata.

2.2.5. Sostituzione degli alberi campione

È importante che il numero di alberi valutati non sia minore di 10. Considerando che vari eventi possono determinare la morte e/o la caduta delle piante è quindi necessario prevedere delle procedure operative adeguate alla loro sostituzione nel corso del tempo, come di seguito indicato.

1. Nel caso di alberi che subiscono danni meccanici e meteorici gravi, tali da provocare la perdita di gran parte della chioma: questi alberi rimangono nel campione e non vengono sostituiti finché rimangono in piedi.
2. Alberi morti in piedi (per qualsiasi causa): questi alberi rimangono nel campione.
3. Alberi caduti accidentalmente: questi alberi sono sostituiti con nuovi individui selezionati, dando la preferenza a quelli che si trovano più vicini al centro dell'area di monitoraggio. Secondo il metodo a spirale per le aree CONECOFOR, seguendo quello coerente con il design originale per le aree preesistenti.

3. Operazioni preliminari

3.1. Composizione e attrezzatura della squadra di rilievo

La squadra di rilievo ottimale è composta da 2 persone, di cui almeno il responsabile deve aver seguito il corso di intercalibrazione per la valutazione delle chiome.

La strumentazione e il materiale in dotazione alla squadra sono:

- Dispositivo “tablet” con installata specifica applicazione.
- Binocolo.
- Vertex e cavalletto dendrometrico.
- Lente d'ingrandimento.
- Materiale di cancelleria (fogli, quaderno per annotazioni, penna, matita etc.).
- Scheda di rilevamento.
- Manuale di istruzioni, integrato con guide e manuali fotografici.

3.2. Quality Assurance

Prima dell'inizio dei rilievi per la valutazione delle chiome è necessario che gli operatori interessati partecipino a corsi ed attività di formazione per l'armonizzazione dei metodi di rilievo e di campio-

namento e di calibrazione. A questo fine è necessario che tutti gli operatori utilizzino gli stessi standard di riferimento per la valutazione delle chiome. Esiste da sempre un dibattito su quale sia il miglior standard di riferimento per le valutazioni; probabilmente tale standard non esiste, e chi ha esperienza del settore sa benissimo che ogni soluzione (albero locale di riferimento, albero ideale di riferimento, guide fotografiche) presenta svantaggi e vantaggi. Tuttavia, l'esperienza insegna che l'uso di guide fotografiche, sebbene non sempre ecologicamente appropriate, fornisce le migliori garanzie di costanza, riproducibilità e praticità. Conseguentemente, tale opzione è stata preferita a quella dell'uso di un albero locale di riferimento. Sono incluse, quindi, tra i materiali in dotazione alla squadra di rilievo; (i) la guida fotografica CEE/UN-ECE per i paesi mediterranei (Ferretti, 1994), che fornisce fotografie standard per le principali specie forestali della regione mediterranea; (ii) il manuale fotografico Sanasilva (Müller e Stierlin, 1990), che fornisce fotografie standard per le principali specie forestali del piano montano e sub-montano. Sono incluse anche altre guide fotografiche che via via vengono prodotte e fornite alle squadre.

3.2. Tempistica delle valutazioni

In tutte le aree di monitoraggio (Livello I, Livello II) la valutazione della chioma deve essere effettuata almeno una volta all'anno. Generalmente, il periodo più idoneo è quello tra la metà di Luglio (foglie pienamente sviluppate) e la fine di Agosto (prima degli ingiallimenti autunnali).

- Indicativamente i rilievi per la valutazione delle chiome saranno effettuati entro il mese di agosto in tutte le aree a livello nazionale.
- Visite aggiuntive in periodi fenologici di particolare importanza (ad esempio per il faggio in primavera ed autunno; per l'abete rosso in primavera, tarda estate e inverno) sono consigliate, ma non obbligatorie.
- È importante, in ogni caso, che le valutazioni siano effettuate nello stesso mese/periodo (± 10 gg), meglio nello stesso giorno, nei diversi anni.

3.3. Interferenze

La valutazione della condizione degli alberi è soggetta a numerose condizioni ambientali che possono influenzarla considerevolmente. Fattori meteorologici avversi, come forte vento, pioggia battente, cielo plumbeo, possono rendere difficoltosa e/o limitare la visibilità degli alberi da valutare. Inoltre, in aree con forte pendenza e uno strato arbustivo denso, il movimento degli operatori in bosco può essere difficoltoso.

Si raccomanda di sospendere le osservazioni in presenza di condizioni meteorologiche sfavorevoli. I dati raccolti in tali condizioni possono essere meno affidabili e l'operatore è esposto a rischi inutili.

3.4. Sicurezza

Per le valutazioni della condizione degli alberi non sono previste misure di sicurezza speciali. Si raccomanda di seguire le norme di comportamento generali per il lavoro in bosco: guida prudente dei mezzi, uso proprio degli strumenti, attenzione ai potenziali pericoli (pietre, terreno accidentato, rami che cadono, insetti e serpenti velenosi, grossi mammiferi, zecche etc.).

4. Valutazione della condizione delle chiome

I risultati della valutazione dipendono in gran parte dalla definizione di chioma valutabile, a sua volta influenzata notevolmente da vari fattori stazionali, colturali e fenologici. È importante sottolineare

che nella valutazione della chioma è considerata solo la chioma presente al momento dell'osservazione, senza considerare quella che avrebbe potuto essere presente negli anni precedenti. Casi particolari verranno trattati laddove necessario. Tuttavia, deve essere sempre considerata l'influenza delle chiome vicine (presenti od assenti) sulla chioma dell'albero da valutare.

4.1. Cosa viene valutato

Ciò che viene valutato non è la qualità della pianta secondo requisiti selvicolturali o tecnologici, bensì la condizione della sua chioma. In altre parole, una pianta può avere parametri tecnologici negativi (malformazioni del fusto, asimmetrie della chioma, ecc.), ma rientrare nelle categorie migliori di stato della chioma.

Il principale indice utilizzato per la valutazione della condizione delle chiome è la trasparenza del fogliame, ossia la percentuale di spazi vuoti nella chioma fogliata dell'albero, indipendentemente dalla causa. La valutazione della trasparenza è determinata dalla densità delle foglie presenti, che è influenzata da alcuni fattori illustrati nel capitolo 4.6.

Il concetto di "trasparenza" è equiparato al concetto di defogliazione; tale parametro deve essere valutato basandosi esclusivamente su standard fotografici. Un'elevata trasparenza non implica di per sé un giudizio negativo della pianta: alberi con crescita sostenuta possono avere chiome molto trasparenti. La procedura operativa adottata è la seguente: (a) delimitazione della chioma valutabile analogamente a quanto descritto nella sezione 4.2, i.e. *contouring* della chioma fogliata da valutare mediante una linea ipotetica che segue il profilo determinato dagli apici dei rami e rametti; (b) attribuzione del valore di trasparenza in ragione del rapporto vuoti/pieni.

La trasparenza è valutata secondo classi del 5% con riferimento agli standard proposti (0 = pianta con chioma piena di foglie, molto densa, attraverso la quale passa pochissima luce; 100 = pianta morta, ovvero pianta con chioma priva di foglie).

La chioma di un albero è estremamente variabile per forma, dimensione, sviluppo, ed i principali fattori che la influenzano sono:

- fattori genetici, importanti soprattutto per specie con areale ampio ed a larga diffusione geografica;
- fattori colturali. Una pianta cresciuta in bosco ha un profilo diverso rispetto ad una pianta di margine e ad una pianta isolata. Una pianta cresciuta con la chioma compressa o dominata, nel momento in cui, per cause colturali o accidentali, si trova improvvisamente libera, conserva ancora a lungo le

caratteristiche morfo-strutturali precedenti. Ne consegue che il disseccamento dei rami d'ombra di una pianta cresciuta in bosco denso non ha il medesimo significato del disseccamento di una pianta isolata. Il rilevatore deve pertanto cercare di individuare sul terreno le eventuali tracce che possono indicare la storia della pianta (Figura 4.1);

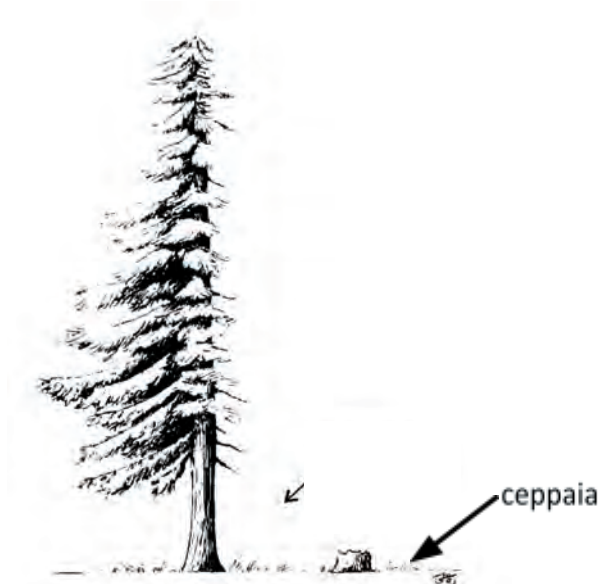


Figura 4.1 - Influenza dei fattori colturali: il residuo di ceppaia testimonia che parte della chioma è cresciuta delimitata a destra (da Cenni et al., 1995). Spostare la freccia a destra, sopra la ceppaia.

- fattori ontogenetici. L'età della pianta influenza notevolmente la forma della chioma (Figura 4.2 e Figura 4.3). Si tratta di un aspetto estremamente importante dal momento che molti dei sintomi da osservare sono ascrivibili a manifestazioni di senescenza precoce.



Figura 4.2 - Aspetto di una quercia adulta e di una giovane (da Cenni et al., 1995).



Figura 4.3 - Una pianta giovane con flussi di crescita sostenuti può dare una impressione di chioma meno densa da Cenni et al., 1995).



Figura 4.4 - Influenza del vento nello sviluppo della chioma (da Cenni et al., 1995).

- fattori stazionali. La fertilità complessiva della stazione (la sua capacità di ritenuta idrica e le potenzialità del suolo) e la presenza di fattori meteorologici limitanti (vento, neve ecc.), svolgono un ruolo molto importante nello sviluppo della chioma (Figura 4.4). Il manuale svizzero Sanasilva (Mueller e Stierlin, 1990) prevede, per alcune specie, tipi morfologici di montagna caratterizzati da una maggiore irregolarità della chioma.

4.2. Delimitazione della chioma valutabile

La chioma valutabile è considerata una figura geometrica piana, data dalla proiezione bidimensionale della chioma stessa. La chioma è definita attraverso l'individuazione della sua base, della sommità e dei lati esterni (Figura 4.5), escludendo rami secchi da più anni e processi di auto potatura (Figura 4.6.)

- Base: negli alberi isolati, la chioma da valutare è delimitata verso il basso dall'ultimo ramo verde ancora in contatto con la chioma principale. Non sono considerati i rami morti come normale pro-



Figura 4.5 - Delimitazione delle aree della chioma da includere od escludere nella valutazione della trasparenza (da Eichhorn et al., 1998).

cesso di auto potatura ed i rami epicormici sul fusto. Visivamente la base della chioma è costituita da una linea orizzontale, tangenziale alla parte fogliata più bassa dell'albero lungo il tronco. La base del ramo che sostiene tale fogliame può essere sopra o sotto tale linea. A questo punto se ci sono rami con diametro maggiore di 3 cm, al di sotto della linea di base della chioma, fino a 1,5 m lungo il fusto, tale linea viene spostata in basso fino alla base del fogliame di questo nuovo ramo. Si continua con questo procedimento fino a quando non si incontrano rami di tali dimensioni (3 cm Ø) entro i successivi 1,5 m. A questo punto la linea orizzontale individua la base della chioma. Nei casi di alberi cresciuti in competizione con altri, la base della chioma è definita dal limite verso il basso della presunta influenza di altre chiome. Le parti della chioma direttamente influenzate dalla competizione sono escluse dalla valutazione.

- Lati: per valutazioni come la trasparenza, la chioma è considerata bidimensionale, come un'immagine su uno specchio. I limiti laterali sono costituiti da una linea che congiunge le estremità dei singoli

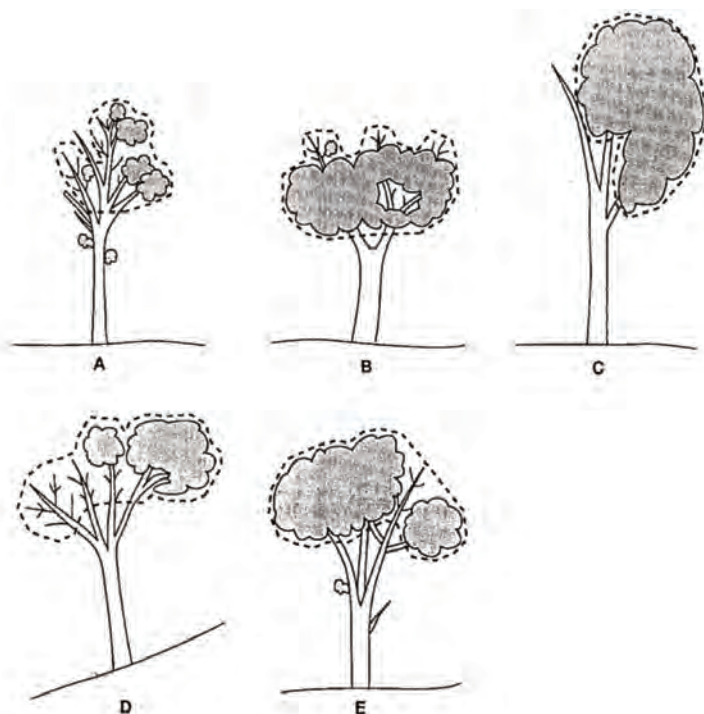


Figura 4.6 - Perimetrazione della chioma da valutare in alberi isolati mostrando le aree con rami secchi da includere od escludere.

I rami morti con monconi come il lato sinistro della figura C sono esclusi dalla chioma valutabile. Rami morti recentemente (indicati dalla presenza di ramificazione secondaria) sono inclusi, come mostrato dalla parte sinistra della figura D (da Eichhorn et al., 1998).

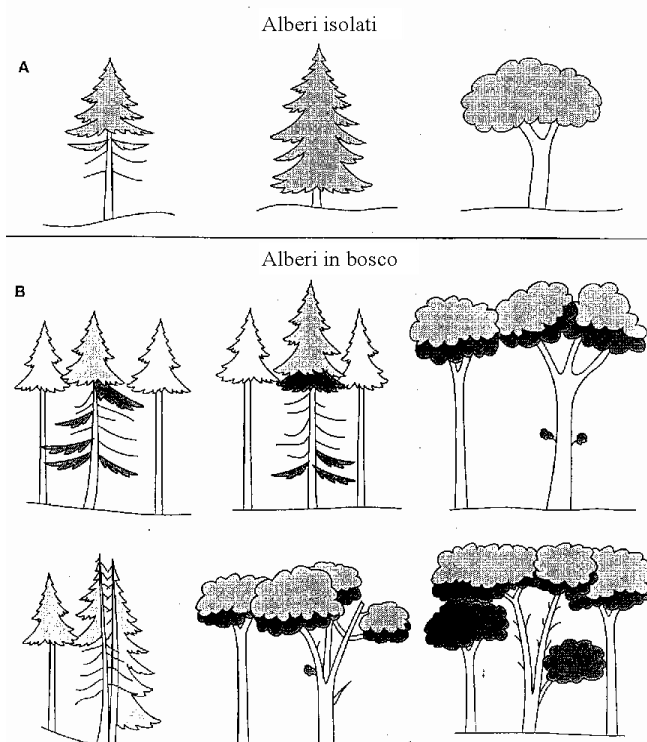


Figura 4.7 - Chioma valutabile (indicata in chiaro) in alberi isolati ed alberi in bosco. Le zone da escludere sono indicate in scuro (da Eichhorn et al., 1998).

rami, eccetto i casi in cui i rami sono separati da ampi spazi o protendono in maniera abnorme: in questo caso la linea include tali rami separatamente.

- Sommità: la sommità è il punto più alto dell'albero. In alcuni casi può essere utile distinguere una sommità definita dall'altezza del ramo vivo presente più in alto. In generale, la chioma da considerare include i rami disseccati da poco (in cui è ancora presente la ramificazione secondaria), ma esclude i monconi morti ormai da anni, in cui è assente la ramificazione secondaria e la corteccia è in fase di distacco. Tali monconi ormai hanno trascurabile influenza sullo stato della chioma.

Le differenze nella valutazione di piante isolate e piante in bosco sono illustrate nella Fig. 4.7.

- Nel caso di ceppaie e di chiome formate da porzioni ben distinte, è effettuata una sola valutazione, facendo la media ponderata tra le varie parti considerate (Figure 4.8 e 4.9).

4.3. Casi particolari

4.3.1. Polloni su ceppaia

Nel caso si abbiano ceppaie con più polloni (Figura 4.8), si attuano i seguenti criteri:

- 1) Nel caso di ceppaia in cui siano evidenti uno o più polloni svettanti, solo tali polloni sono oggetto di valutazione della chioma.
- 2) Nel caso di ceppaia in cui non siano evidenti uno o più polloni svettanti, la valutazione della chioma è effettuata considerandola come un'unica entità con due possibili casistiche:
 - a) la chioma dei polloni non è distinguibile tra loro ma forma un'unica entità oggetto di valutazione;
 - b) la chioma dei polloni occupa lo stesso piano ma è distinguibile; si effettua una valutazione delle singole chiome ponderando il dato.

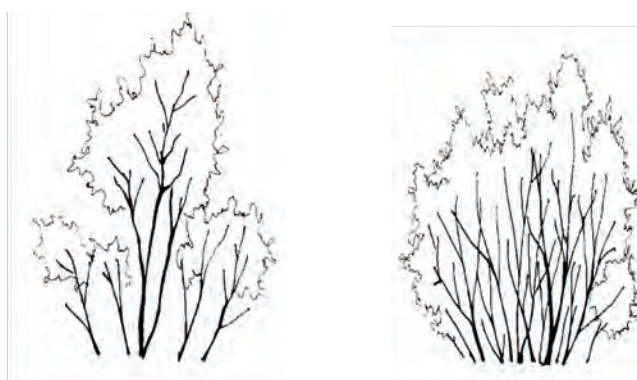


Figura 4.8 - Valutazione della ceppaia. A sinistra caso (1) in cui si valuta solo il pollone svettante, a destra caso (2a) ceppaia da valutare complessivamente (da Cenni et al., 1995).



Figura 4.9 - Pianta con chioma separata (da Cenni et al., 1995).



Figura 4.10 - Pianta con rami di sostituzione (rami epicormici) sul fusto (da Cenni et al., 1995).

4.3.2. Pianta con due chiome separate e distinguibili

La valutazione complessiva deriva dalla media ponderata della trasparenza attribuita a ciascuna chioma. Nell'esempio riportato in Figura 4.9, il 40% della chioma ha trasparenza del 50% ed il 60% ha trasparenza del 10%. Il calcolo della trasparenza è:
 $(40 \times 50 + 60 \times 10) / 100 = 26$ (arrotondato a 30%).

4.3.3. Piante con chioma secondaria o di sostituzione

Nel caso di rami epicormici nella chioma, la presenza di una chioma di sostituzione riduce il valore di trasparenza della chioma principale. Il valore complessivo di trasparenza può essere ricavato sottraendo il valore della rigenerazione alla trasparenza della chioma principale. I rami epicormici sul fusto non vengono invece considerati come facenti parte della chioma (Figura 4.10, pag. 196), e pertanto non rientrano nel computo della trasparenza, tranne il caso in cui essi abbiano raggiunto uno sviluppo tale da sostituire la chioma principale.

4.3.4. Altri casi particolari

<i>Caso</i>	<i>Specifiche</i>	<i>Valutazione</i>
1) Pianta che perde i requisiti di visibilità della chioma (Livello I e II).		Si compila l'indice "rimozione e mortalità" con il codice 29.
2) Pianta non appartenente più alle classi di Kraft 1, 2, 3 (Livello I).		Si compila l'indice "rimozione e mortalità" con il codice 23.
3) Pianta morta (Livello I e II).	E' la pianta che non ha più tessuti vivi.	Defogliazione: 100%.
4) Pianta con chioma completamente disseccata ma non morta, con o senza rami epicormici sul fusto (Livello I e II)		Non è da considerarsi morta e viene attribuito il valore convenzionale di 99%.
5) Pianta sradicata (Livello I e II).	E' la pianta completamente divelta con l'apparato radicale fuori dal terreno.	Defogliazione: 100% quindi da compilare come pianta morta.
6) Pianta stroncata, ovvero che ha perduto totalmente la chioma (Livello I e II).	Della pianta rimane solo il tronco (per. es. nel caso di neve o fulmini che hanno spezzato il fusto). Non è visibile l'intera chioma stroncata o parti di essa .	Defogliazione: 99%, indice "rimozione e mortalità" con codice 22.

(segue tabella)

<i>Caso</i>	<i>Specifiche</i>	<i>Valutazione</i>
7) Pianta che ha perduto parte della chioma (Livello I e II).	Per es. nelle conifere piante senza cimale.	Defogliazione: si valuta la percentuale di chioma che la pianta ha perduto.
8) Pianta piegata (da neve od altro) o inclinata (Livello I).	E' la pianta che per qualche fattore (smottamento del terreno, vento, neve, scalzamento al piede per animali, etc.) non è più in posizione verticale, ma è ancora in grado di vegetare.	Defogliazione: solo nell'anno di segnalazione si valuta la percentuale di chioma che la pianta ha eventualmente perduto anche se la pianta è transitata nel piano dominato. Nell'anno successivo si applica quanto indicato al punto 1.
9) Pianta non trovata (Livello I e II).	E' la pianta non più rintracciabile nell'AdS.	Si mantiene la numerazione originaria e si compila l'indice "rimozione e mortalità" con il codice 7.
10) Pianta ritrovata (Livello I e II).	Pianta ritrovata.	Si mantiene la numerazione originaria e si compila l'indice "rimozione e mortalità" con il codice 3.
11) Pianta tagliata (Livello I e II).	E' la pianta che non esiste più nell'AdS e la sua mancanza è documentabile attraverso il ritrovamento della ceppaia o del moncone di fusto.	Si mantiene la numerazione originaria e si compila l'indice "rimozione e mortalità" con i codice da 11 a 14.

4.4. Posizione di valutazione

La posizione di valutazione è costituita dal punto sul terreno su cui il rilevatore/trice si colloca per procedere alla valutazione della chioma.

La valutazione deve essere effettuata da due persone con esperienza nel settore forestale e/o in ecologia forestale, che devono lavorare con spirito di squadra. Fermo restando il fatto che la possibilità di osservazione è limitata dall'orografia della stazione e dalla struttura del soprassuolo, la migliore valutazione è quella effettuata da una distanza pari ad almeno l'altezza dell'albero oggetto di valutazione, con il rilevatore coi piedi alla stessa quota della base della pianta o ad una quota leggermente maggiore. I rilevatori devono quindi individuare una o più posizioni di valutazione (il punto da cui effettuare le osservazioni), che permetta la visione di almeno il terzo superiore della chioma dell'albero. Sono possibili due opzioni:

- posizione di valutazione fissa: una volta identificato il punto più adatto, se ne registrano distanza ed angolo dal fusto dell'albero oggetto di valutazione. Ogni successiva osservazione sarà così condotta sempre dallo stesso punto. Per praticità di reperimento del punto di valutazione, nel caso di

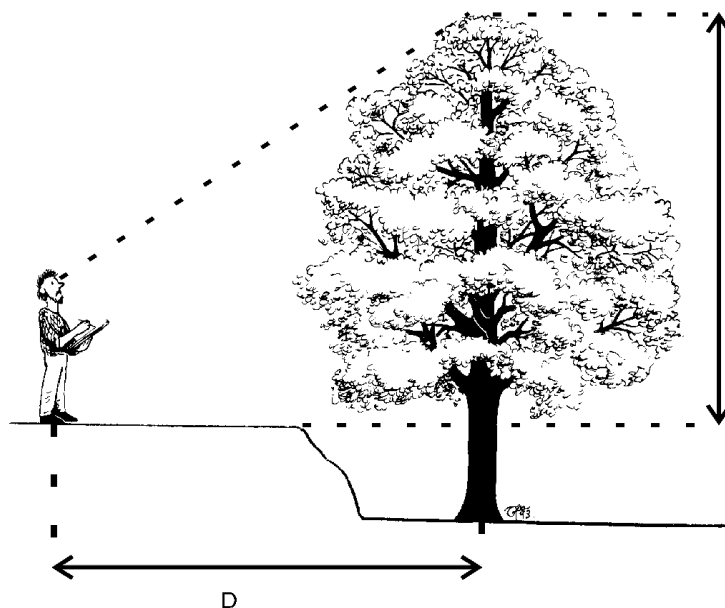


Figura 4.11 - Posizione ottimale del rilevatore (da Cenni et al., 1995).

successive visite all'area, si consiglia di individuare il punto di valutazione su una mappa in base agli alberi vicini (ad esempio: l'albero n. 247 oggetto di valutazione si valuta stando vicino all'albero n. 156, che può non essere oggetto di valutazione della chioma).

- Più posizioni di valutazione: i rilevatori individuano almeno due punti da cui effettuare la valutazione dell'albero da campionare, preferibilmente distanziati tra loro di 90° . Sebbene più posizioni di valutazione consentano una migliore visione dell'albero, occorre considerare che la posizione di valutazione fissa riduce considerevolmente i tempi di lavoro ed assicura la coerenza temporale di osservazioni successive.
- Come regola generale, devono essere evitate, possibilmente, le posizioni contro-sole.

4.5. Procedura di valutazione

La valutazione della chioma può avvenire secondo fasi diverse e il rilevatore/trice è libero di organizzare il lavoro come crede. Tuttavia, la seguente procedura si è dimostrata la più efficiente in termini di rapporto tra qualità delle osservazioni e tempo impiegato:

- 1) i rilevatori individuano l'albero target (da valutare), si posizionano al piede di esso e procedono con l'ispezione visiva del tronco e del colletto, con registrazione dei dati di rilievo;
- 2) dallo stesso punto vengono osservati alcuni parametri della ramificazione (presenza di piante epifite, eventuali danni) che possono essere di difficile osservazione a distanza. Inoltre, viene rilevata la presenza di perdita di foglie al piede dell'albero;
- 3) i rilevatori si posizionano sul/sui punto/i di valutazione, effettuano le loro osservazioni e si scambiano i risultati e, nel caso di punti di valutazione diversi, i punti di osservazione. Questa ultima cosa vale specialmente in caso di disaccordo nelle valutazioni tra i rilevatori. Se il disaccordo persiste, i rilevatori registrano il valore medio delle due osservazioni o, in caso di parametri non numerici, es. la causa di defogliazione, è considerato il giudizio del rilevatore più esperto.

4.6. Valutazione della trasparenza del fogliame

La trasparenza del fogliame è la percentuale di spazi vuoti nella chioma fogliata dell'albero indipen-

dentemente dalla causa. La valutazione della trasparenza è determinata dalla densità delle foglie presenti; che è influenzata da due tipi di fattori:

– Fattori che hanno un effetto negativo sulla trasparenza delle chiome:

1. Alterazione della ramificazione. Le deviazioni dalla normale architettura della chioma possono condizionarne la densità. Tali deviazioni si manifestano come:
 - riduzione degli accrescimenti della ramificazione principale e/o secondaria (internodi raccorciati; sviluppo di brachiblasti anziché macroblasti, portanti ciuffetti o mazzetti di foglie; riduzione della ramificazione secondaria rispetto a quella principale; riduzione di entrambe);
 - distruzione di rami già formati (disseccamento di rametti e rami principali e, nei casi più gravi, anche della cima della chioma).
2. Effetto fioritura. Riguarda i pini e consiste nella presenza di porzioni di rametti senza aghi a causa della produzione di infiorescenze maschili; gli aghi si raggruppano in verticilli. Tale fenomeno è da considerarsi fisiologico nel terzo inferiore nella chioma, diversamente contribuisce alla trasparenza.
3. Dimensione più piccola delle foglie (microfillia). La dimensione delle foglie è un parametro molto variabile, controllato da fattori genetici, climatici e stazionali. Foglie evidentemente più piccole rispetto alla dimensione tipica della specie conferiscono alla chioma un aspetto più trasparente.
4. Alterazioni della lamina fogliare, come imbarcamento, incurvamento dei margini lungo la nervatura principale, arrotolamento, torsione del picciolo e accartoccamento.
5. Ridotta ritenzione di aghi o foglie nelle specie sempreverdi). Nelle sempreverdi gli aghi e le foglie sono tenuti un numero di anni inferiore rispetto a quello tipico della specie e della stazione.
6. Perdita precoce di aghi o foglie. Se non avviene in relazione al normale periodo di abscissione fogliare (autunnale e su tutta la chioma per le caducifoglie; primaverile-estivo e per le sole foglie vecchie nelle sempreverdi). Può essere evidenziata sia dalla presenza di foglie verdi al suolo, sia dalla presenza di foglie secche sulla chioma.
7. Attacchi di agenti biotici che causano parziale e/o totale asportazione della lamina fogliare (per es. insetti defogliatori, scheletrizzatori, etc.).
8. Presenza di fiori e frutti. L'abbondante presenza di fiori e frutti al momento della valutazione non vanno considerati facenti parte della chioma, ovvero devono essere sempre considerati assenti nella valutazione della trasparenza, senza limiti o soglie.

– Fattori che hanno un effetto positivo sulla densità della chioma:

1. Rigenerazione della chioma o rami di sostituzione formati nella parte di chioma valutabile.
2. Ritenzione di foglie (latifoglie sempreverdi) e aghi.
3. Foglie più grandi rispetto alla dimensione tipica della specie.

4.7. Valutazione delle cause di danno

Qualsiasi parte di una pianta può mostrare sintomi causati dall'azione di insetti, funghi, avverse condizioni meteorologiche o per altri fattori ambientali. Questi sintomi possono manifestarsi come abscissione e/o caduta precoce di foglie (defogliazione), decolorazioni, deformazioni, lesioni su foglie e rami. L'impatto dell'azione di fattori di danno può essere non influente sulla vitalità della pianta o causarne la morte.

Il riconoscimento delle cause di danno e la valutazione del loro impatto sulle condizioni della chioma sono di fondamentale importanza nello studio dei meccanismi di causa-effetto. Senza queste informazioni, i dati sulla trasparenza e, degli altri parametri presi in esame nella valutazione della chioma, sono estremamente difficoltosi nella loro interpretazione.

L'obiettivo principale della valutazione delle chiome degli alberi in bosco, e delle cause di danno, è di fornire informazioni sull'impatto di fattori ambientali, abiotici e biotici, sullo stato di salute delle foreste. I dati forniti dal monitoraggio di lungo periodo potranno fornire le informazioni di base sulla presenza/assenza, distribuzione spaziale e temporale e dannosità di agenti biotici e degli altri fattori ambientali di danno a livello Europeo. Inoltre, possono essere di sostegno ad alcuni aspetti di politica forestale, quali la gestione forestale sostenibile.

La valutazione delle cause di danno delle chiome è composta da 3 parti:

1. Descrizione del/i sintomo/i.
2. Determinazione degli agenti causali/fattori.
3. Quantificazione dei sintomi.

Lo scopo della valutazione deve essere “descrivete ciò che vedete” sia con il binocolo, per le parti della chioma più distanti, sia con un esame maggiormente approfondito per le parti più facilmente accessibili (fusto, radici scoperte, eventuali parti basse della chioma). Nella descrizione del/i sintomo/i il primo passo è l'individuazione della parte della pianta colpita; il successivo è la definizione del tipo di sintomo osservato. In questa fase la descrizione del/i sintomi è indipendente dalla sua quantificazione: deve essere segnalata la presenza di sintomi e/o di segni.

In generale la descrizione dei sintomi interessa gli agenti/fattori che possono avere una influenza diretta sulla condizione della chioma (defogliazione e scolorimento). Ciò non significa, però, che la descrizione dei sintomi è ristretta all'osservazione dei sintomi osservabili solamente sulla chioma: spesso danni ai rami (per es. il cancro dei rami nel faggio), o al fusto (per es. attacco di xilofagi), hanno come effetto una perdita delle foglie, sebbene sia molto difficile valutare il loro contributo alla percentuale di defogliazione. Di conseguenza la descrizione dei sintomi deve riguardare tutte le parti colpite della pianta.

Per la descrizione del sintomo si dovrà fare riferimento a tutta la chioma, che in certi casi può essere differente dalla chioma valutabile, (per la definizione di “chioma valutabile” vedi 4.2). Questo è importante poiché sintomi su parti di chioma non considerate possono rappresentare stadi precoci di attacchi di insetti o patogeni, e/o processi degenerativi che danneggeranno la chioma valutabile in un periodo successivo. La descrizione dei sintomi/segni interessa, quindi, anche fattori che all'apparenza possono non avere un'influenza diretta sulla defogliazione e sulla decolorazione.

Definizioni

Di seguito si riportano le definizioni dei termini più frequentemente utilizzati nel presente manuale.

- Danno: un'alterazione o un disturbo arrecato alla pianta, o a parte di essa, che ha come conseguenza un effetto avverso sulla capacità della pianta stessa (o su una sua parte) di svolgere le sue funzioni.
- Sintomo: qualsiasi alterazione dell'aspetto di una pianta che risulti dall'azione di un agente di danno (per esempio defogliazione, decolorazione, necrosi).
- Segno: Segnali di presenza di un agente o fattore di danno (per es. fruttificazioni fungine, nidi di insetti).
- Scolorimento: qualsiasi deviazione di colore degli organi della pianta, e in particolare delle foglie, dal colore normale per la specie.
- Disseccamenti dei getti terminali: rami secchi. Processo che inizia dai getti terminali e procede verso il fusto o verso la base della pianta.
- Necrosi: alterazione irreversibile di disseccamento dei tessuti vegetali con conseguente morte dell'organo o parte di pianta interessato. Può essere generalizzata, ovvero estesa ad un intero organo (foglia), oppure localizzata, cioè limitata ad una porzione di tessuto.

- Marciumi: trasformazione di un tessuto compatto (legno) in elementi inconsistenti.
- Carie: disgregazione dei tessuti in una massa polverulenta.
- Appassimento: alterazione del turgore cellulare; si parla di avvizzimento quando il fenomeno è irreversibile.
- Cancri: alterazione di natura parassitaria con necrosi corticale più o meno localizzata che si estende progressivamente dal punto di penetrazione del patogeno.
- Tumori: rapida ed abnorme proliferazione cellulare, indotta da parassiti (funghi patogeni, batteri), a livello dei tessuti corticali.

5. La scheda di valutazione

Tale supporto è completamente sostituito dall'applicativo caricato su dispositivo "tablet", si consiglia comunque di procedere anche alla compilazione della scheda cartacea.

5.1. Dati generali

I dati seguenti devono essere raccolti e riportati annualmente. Alcuni di essi rimangono necessariamente fissi da un anno all'altro; la precisione della loro compilazione è un primo indice dell'accuratezza posta nel lavoro svolto.

5.1.1. Paese – Codice Nazione (Livello I e Livello II)

Codice
05 = Italia.

5.1.2. Operatore (Livello II)

Codice della regione della squadra di rilievo (fornito dal coordinamento regionale).

5.1.3. Data rilevamento (Livello I e Livello II)

Definizione
Si riferisce al giorno di valutazione delle piante
Codice
GG MM AA (es. 10 08 90).

5.1.4. Numero dell'area di monitoraggio (Livello I e Livello II)

Definizione
Numero progressivo assegnato all'area di osservazione
Codice
Vedi lista in Annessi I-II.

5.1.5. Coordinate area (Livello I e Livello II)

Definizione
Sono le coordinate del centro dell'area
Codice
Latitudine e longitudine in DDSSMM.

5.1.6. Altitudine (Livello I e Livello II)

Codici

È espressa in classi di 50 m, da 1 a 51, secondo il seguente sistema:

1: <- 50 m	18: 851 - 900 m	35: 1701 - 1750 m
2: 51 - 100 m	19: 901 - 950 m	36: 1751 - 1800 m
3: 101 - 150 m	20: 951 - 1000 m	37: 1801 - 1850 m
4: 151 - 200 m	21: 1001 - 1050 m	38: 1851 - 1900 m
5: 201 - 250 m	22: 1051 - 1100 m	39: 1901 - 1950 m
6: 251 - 300 m	23: 1101 - 1150 m	40: 1951 - 2000 m
7: 301 - 350 m	24: 1151 - 1200 m	41: 2001 - 2050 m
8: 351 - 400 m	25: 1201 - 1250 m	42: 2051 - 2100 m
9: 401 - 450 m	26: 1251 - 1300 m	43: 2101 - 2150 m
10: 451 - 500 m	27: 1301 - 1350 m	44: 2151 - 2200 m
11: 501 - 550 m	28: 1351 - 1400 m	45: 2201 - 2250 m
12: 551 - 600 m	29: 1401 - 1450 m	46: 2251 - 2300 m
13: 601 - 650 m	30: 1451 - 1500 m	47: 2301 - 2350 m
14: 651 - 700 m	31: 1501 - 1550 m	48: 2351 - 2400 m
15: 701 - 750 m	32: 1551 - 1600 m	49: 2401 - 2450 m
16: 751 - 800 m	33: 1601 - 1650 m	50: 2451 - 2500 m
17: 801 - 850 m	34: 1651 - 1700 m	51: >2500 m

5.1.7. Esposizione (Livello I e Livello II)

Codici

Si esprime con uno dei seguenti codici:

1: Nord	4: Sud-Est	7: Ovest
2: Nord-Est	5: Sud	8: Nord-Ovest
3: Est	6: Sud-Ovest	9: Piano

5.1.8. Disponibilità di acqua per la specie principale (Livello I)

Definizione

La valutazione non deve tener conto della situazione del momento (es. rilievo eseguito dopo una pioggia), ma riferirsi alle esigenze della specie principale in rapporto alle condizioni medie della stazione.

Codice

1: insufficiente	2: sufficiente	3: eccessiva
------------------	----------------	--------------

5.1.9. Tipo di humus (Livello I)

Definizione e codici

1: Mull (materia organica ben incorporata al suolo; mistura omogenea di materia minerale ed organica. Resti vegetali chiaramente in decomposizione).

- 2: Moder (incorporazione della materia organica al suolo, ma con scarsa omogeneità, formandosi aggregati dell'una e dell'altra. Resti vegetali irregolarmente decomposti).
- 3: Mor (accumulo superficiale di resti organici che non si mischiano con la sostanza minerale. Brusco passaggio all'orizzonte minerale con materia organica incorporata).
- 4: Anmor (suolo occasionalmente allagato. Grande oscillazione del livello superiore della falda freatica).
- 5: Torba (suolo permanentemente allagato).
- 6: Altri tipi di humus.
- 7: Humus grezzo.

5.1.10. Età media del piano dominante (Livello I)

Definizione

Si riferisce all'età media delle piante campionate

Codici

1: ≤ 20 anni	4: 61-80 anni	7: >120 anni
2: 21-40 anni	5: 81-100 anni	8: disetaneo
3: 41-60 anni	6: 101-120 anni	

5.1.11. Categoria e Sottocategoria Forestale INFC (Livello I e II)

(per l'attribuzione delle categorie vedi Annesso I)

5.2. Dati sulle singole piante

5.2.1. Numero dell'albero (Livello I e Livello II)

Numero sequenziale dell'albero. Questo parametro si ripete nelle righe della scheda di valutazione tante volte quante queste sono occupate dalla valutazione dei sintomi/segni attribuiti alla stessa pianta. Si fa presente che nell'applicativo la procedura è diversa.

5.2.2. Specie (Livello I e Livello II)

Definizione

Specie dell'albero oggetto della valutazione. Elenco presente nell'applicativo.

Codici

Codice UE. Vedere Annesso II.

5.2.3. Diametro (Livello I e Livello II)

Il diametro degli alberi va misurato a petto d'uomo (1.30 m dal suolo) con cavalletto dendrometrico oppure, nel caso di alberi con diametro maggiore di 65 cm, con diametrometro. Le misure vanno approssimate al centimetro, con le seguenti modalità di approssimazione: si approssimerà per eccesso, cioè al centimetro superiore, nel caso di letture comprese tra [x.5 e x.9]; si approssimerà per difetto, cioè al centimetro inferiore, nel caso di letture comprese tra [x.1 e x.4]. Ad esempio, una lettura di 4.5 cm o 4.6 cm, fino a 4.9 cm, va registrata come "5 cm"; una lettura di 5.1 cm o 5.2 cm, fino a 5.4 cm, va registrata come 5 cm; una lettura di 5.5 cm andrà registrata come 6 cm.

Nel caso di alberi il cui primo diametro misurato è maggiore o uguale alla soglia di 9.5 cm vanno rilevate due misure, rispettivamente D1 e D2, secondo direzioni ortogonali. Nel caso di aree di saggio

su terreni in pendenza (con inclinazioni medie superiori a 10°), per la misurazione del primo diametro il rilevatore dovrà porsi a monte della pianta; nel caso di aree pianeggianti invece, il primo diametro andrà rilevato indirizzando l'asta del cavalletto verso il centro dell'AdS. Nel caso di aree in pendenza, ma con inclinazione inferiore a 10°, il posizionamento dell'altezza di rilevazione diametrica avviene a monte degli alberi in osservazione, con l'asta del calibro comunque indirizzata verso il punto centrale dell'area di saggio. In presenza di stazioni con falde variamente inclinate (siti di crinale, siti di impluvio o altro) si procede come nel caso dei terreni pianeggianti. Per gli alberi con uno dei diametri ortogonali superiore a 65 cm, la misura del diametro viene effettuata con diametrometro o cordella metrica, sempre a 1.30 m dal suolo, posizionandosi a monte dell'albero nel caso di terreni in pendenza.

Il diametro viene misurato ogni 5 anni.

5.2.4. Rimozioni e mortalità (Livello I e Livello II)

Definizione

Si considera rimozione dal campione il caso di un albero che viene escluso dal campione dopo averne fatto parte. Si considera mortalità la morte di un albero tra una valutazione e la successiva. Un albero è considerato morto quando tutti i suoi tessuti conduttivi sono morti. Nel caso di alberi morti, deve essere determinata, se possibile, la causa della morte e riportarla nell'apposita casella della scheda di valutazione delle chiome. Deve essere inoltre compilata la scheda relativa alle piante morte (Livello II).

- Tutti gli alberi appartenenti alle classi 31-38 (alberi morti in piedi) devono rimanere nel campione da valutare e dovranno essere valutati come alberi morti fino alla loro rimozione o al loro crollo (Livello II).

Codici

L'albero è nel campione e tutti gli indici sono stati valutati.

- 1: Albero vivo nella campagna di rilievi corrente e precedente
- 2: Nuovo albero vivo (non era presente nella precedente campagna); da includere nel campione perché ha raggiunto i parametri di rilevabilità.
- 3: Albero vivo (presente ma non valutato nella precedente campagna di rilievi). ATTENZIONE: l'albero dovrà mantenere la sua vecchia numerazione; si tratta di un albero a cui era stato attribuito il codice 19 (dal 2020 codice 7) perché non ritrovato, oppure 22, 23 o 29 perché aveva perso i requisiti di rilevabilità.
- 7: Nessuna informazione su questo albero durante la campagna di rilievi (ad es. albero dimenticato o non ritrovato durante il lavoro sul campo).

Alberi presenti nel precedente rilievo, che sono stati tagliati nell'anno in corso (visibili la ceppaia o il moncone di fusto).

- 11: Utilizzazione pianificata.
- 12: Taglio fitosanitario determinato da cause biotiche (insetti e/o patogeni).
- 13: Taglio fitosanitario determinato da cause abiotiche (schianti da neve, vento).
- 14: Causa del taglio sconosciuta.
- 18: Causa della scomparsa sconosciuta.
- 19: Causa della scomparsa non determinata o osservata.

In caso di alberi vivi ed in piedi, ma non più valutati.

- 22: Pesanti danni meccanici (più del 50 % della chioma), o fusto stroncato.
- 23: L'albero non è più nelle classi di Kraft 1, 2, 3 (Livello I).
- 29: Altre ragioni (specificare, per es. chioma non visibile).

In caso di alberi morti in piedi.

31: Morte per cause biotiche

32: Morte per cause abiotiche

38: Morte per cause sconosciute

39: Causa della morte non determinata o osservata.

In caso di alberi caduti (sia vivi che morti).

41: Caduto per cause abiotiche

42: Caduto per cause biotiche

48: Caduto per cause sconosciute

49: Caduto per cause non determinate o osservate.

5.2.5. Posizione sociale (Livello I e Livello II)

Definizione

Indica la posizione della pianta rispetto a quelle vicine nello spazio verticale.

Codici

La posizione sociale è valutata secondo la classificazione di Kraft modificata utilizzando i seguenti codici (Figura 5.1):

- 1: Include le piante predominanti, alberi con la parte superiore della chioma sopra il piano della copertura.
- 2: Dominante, alberi con tutta la chioma nel piano della copertura.
- 3: Co-dominante, alberi con chioma inserita nel piano generale della copertura ricevente luce dall'alto, ma con chioma più compressa delle piante appartenenti alle due precedenti classi.
- 4: Dominata, alberi con chioma sotto al piano generale della copertura e che non ricevono luce diretta dall'alto (escluso per il Livello I).
- 5: Pianta morta.
- 9: Altro (piante isolate, piante in chiaria etc.).

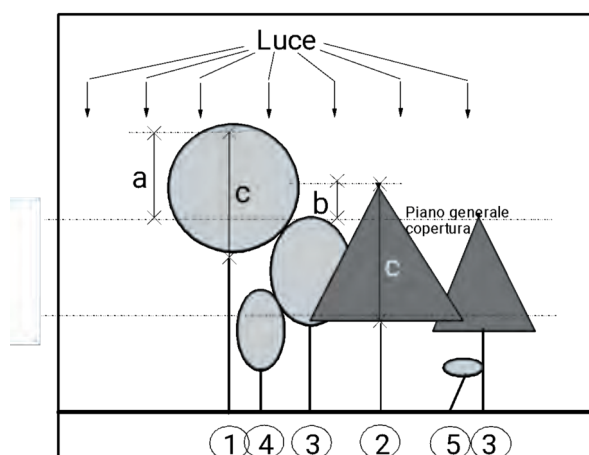


Figura 5.1 - Valutazione della posizione sociale delle piante. 1: pre-dominante; 2: dominante; 3: co-dominante; 4: dominata; 5: pianta morta. Nelle piante superdominanti, la chioma è per metà sopra il piano della copertura ($a > 1/2 c$); nelle piante dominanti la chioma è per un terzo superiore al piano della copertura ($a > 1/3 c$) (modificato da Ferretti et al., 1996).

– La valutazione della posizione sociale in certi casi risulta difficile in quanto:

1. Gli alberi dominati possono non essere alberi deperienti (senza futuro), come per esempio nei soprassuoli disetanei dove invece spesso rappresentano il futuro soprassuolo.
2. Nei casi di versanti molto ripidi le piante basse possono ricevere luce dall'alto: in questo caso, la valutazione deve basarsi sull'altezza relativa tra le piante.

5.2.6. Compressione della chioma (Livello I e Livello II)

Definizione

La compressione della chioma indica il grado di libertà della chioma di una pianta rispetto alle vicine nello spazio orizzontale. La compressione in questo caso comprende sia l'aduggiamento, sia una vera e propria interazione fisica.

Codici

Compressione della chioma viene individuata dai codici (Figura 5.2):

- 1: Chioma evidentemente compressa su 1 lato.
- 2: Chioma evidentemente compressa su 2 lati.
- 3: Chioma evidentemente compressa su 3 lati.
- 4: Chioma evidentemente compressa su 4 lati.
- 5: Chioma libera o senza evidenti effetti di competizione.
- 6: Dominata (chioma senza luce anche dall'alto).

5.2.7. Posizione relativa della chioma (livello II)

Definizione

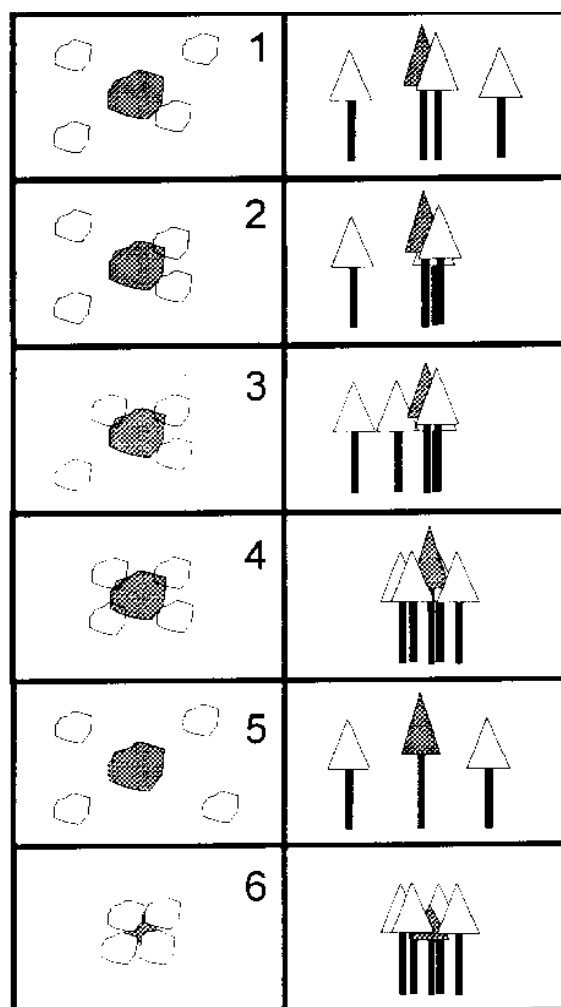
La posizione della chioma in relazione alle piante vicine è descritta secondo quattro direzioni principali. Dopo aver individuato la pianta più vicina all'albero campione, si traccia una retta passante per i centri delle due chiome. Successivamente si traccia la perpendicolare passante per il centro della chioma dell'albero campione.

Valutazione

Si raccomanda di iniziare la valutazione dalle chiome più vicine all'albero campione, procedendo in senso orario.

Figura 5.2 - Gradi di compressione della chioma.

- 1: chioma evidentemente compressa su 1 lato;
 - 2: chioma evidentemente compressa su 2 lati;
 - 3: chioma evidentemente compressa su 3 lati;
 - 4: chioma evidentemente compressa su 4 lati;
 - 5: chioma libera o senza evidenti effetti di competizione;
 - 6: dominata (chioma senza luce anche dall'alto)
- (modificato da Cenni et al., 1995).



Codici

- 1: Chiome sovrapposte.
- 2: Chiome in contatto.
- 3: Chiome vicine, la distanza tra le chiome è superiore ad $1/3$ della proiezione media della chioma.
- 4: Chiome libere, la distanza tra le chiome è superiore ai $2/3$ della proiezione media della chioma.
- 5: Chiome distanti, la distanza tra le chiome è compresa tra $2/3$ e l'intera proiezione media della chioma.
- 6: Chiome molto distanti, la distanza tra le chiome è superiore all'intera proiezione media della chioma.

Per il calcolo, si veda l'esempio riportato in Fig. 5.3.

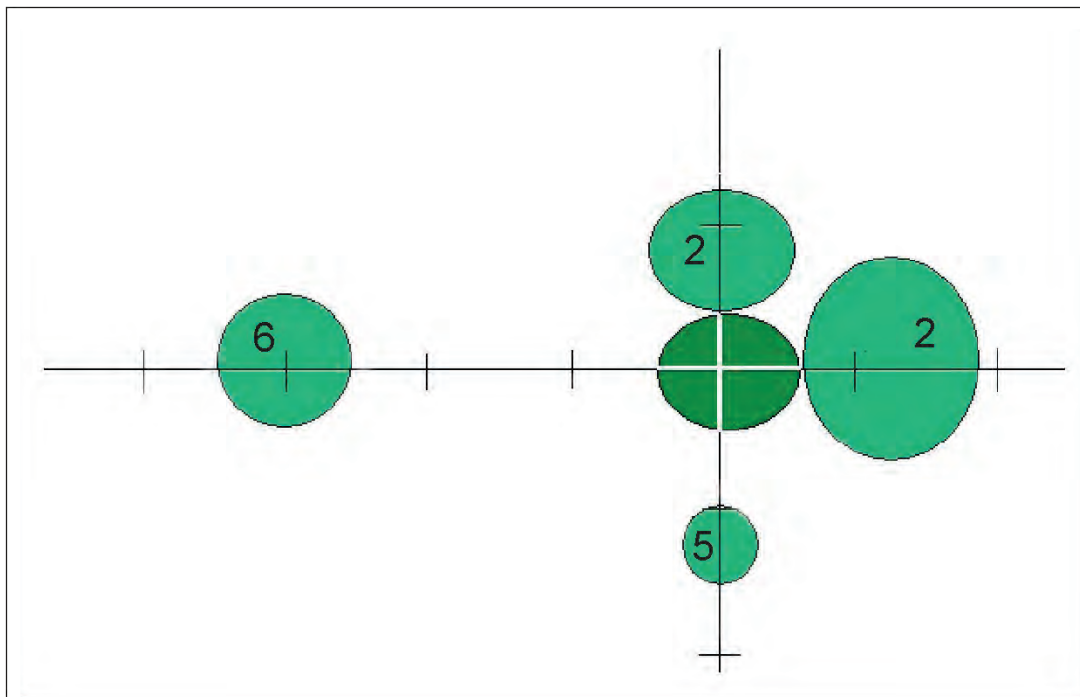


Figura 5.3 - Calcolo della posizione relativa della chioma: $(\text{val. 1} + \text{val. 2} + \text{val. 3} + \text{val. 4}) / 4$.
Esempio in figura: $(2+2+5+6) / 4 = 3$.

5.2.8. Visibilità (Livello I e Livello II)

Definizione

Grado in cui la chioma può essere osservata dal rilevatore (Figura 5.5.4).

Codici

- 1: Chioma completamente visibile.
 - 2: Chioma solo parzialmente visibile.
 - 3: Chioma osservabile solo controluce.
 - 4: Chioma non visibile.
- La condizione della chioma descritta dal codice 3 è diversa da quella del codice 4 poiché alcuni indicatori possono essere valutati anche quando la luce è presente dietro la chioma.

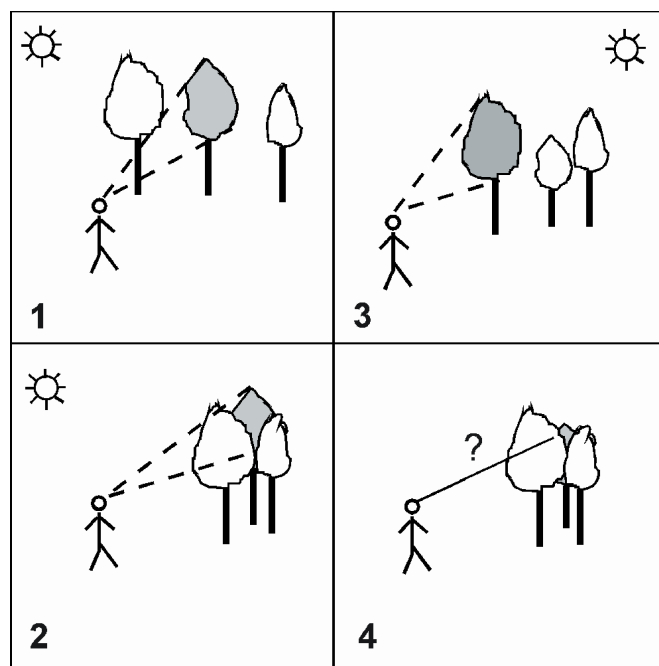


Figura 5.4 - Gradi di visibilità della chioma degli alberi. 1: chioma completamente visibile; 2: chioma solo parzialmente visibile; 3: chioma osservabile solo controluce; 4: chioma non visibile.

5.2.9. Struttura della ramificazione (*Picea* spp, e *Pinus* sp.pl) - (Livello I e Livello II)

Definizione

La struttura della ramificazione esistente indica l'attuale potenziale dell'albero nei confronti di crescita ed esplorazione dello spazio, nonché la presenza di fenomeni di deperimento.

Valutazione

La valutazione si effettua solo per abete rosso, e pini. Per tutte le altre specie l'indice andrà lasciato vuoto.

Picea spp. (Figura 5.5):

- 11: Pettine.
- 12: Spazzola.
- 13: Appiattito.
- 14: Misto.

L'abete rosso è caratterizzato da un elevato polimorfismo fenotipico legato alla grande capacità di adattamento ai differenti ambienti dove riesce a vegetare. Questo polimorfismo si evidenzia in un numero considerevole di tipi morfologici caratterizzati da un'ampia variabilità di forme della chioma. I tipi di ramificazione, che sono alla base della differente morfologia della chioma, sono stati ristretti a tre tipi caratterizzati dal differente orientamento della ramificazione di 2° ordine:

1. Pettine: la chioma ha forma conica con la base allargata; i rami di primo ordine partono dal tronco in posizione orizzontale, mentre i rami di ordine più elevato si rivolgono verso il basso come tendine ed evidenziano una irregolare ramificazione.
2. Spazzola: la chioma si presenta di forma conica e relativamente densa nella struttura. I rami di 1°

ordine si dipartono dal tronco con una forma sciabolata con gli apici che puntano all'insù; i rami di ordine più elevato sono disposti appressati lungo l'asse del ramo principale e sono regolarmente ed abbondantemente ramificati.

3. Appiattito: la chioma ha forma colonnare paraboloide con una evidente stratificazione della ramificazione. I rami di 1° e di ordine più elevato sono disposti su un unico piano orizzontale (tutto il ramo, pertanto, appare piatto); i rami di ordine più elevato sono quasi geometricamente posizionati lungo il ramo.

Raramente si incontrano i tre tipi nella loro forma tipica, mentre sono frequenti le forme intermedie. I segni distintivi delle tre forme di base sono maggiormente riconoscibili nella parte centrale della chioma; pertanto, l'indicazione del tipo di ramificazione è da attribuirsi dopo l'osservazione di tale porzione della chioma.

Nel corso degli anni la morfologia della chioma e la densità degli aghi cambiano quale fenomeno naturale dell'invecchiamento, sebbene è da sottolineare che il tipo di ramificazione originale possa essere mantenuto dalla pianta fino a età avanzata (150-200 anni in boschi sottoposti a interventi selvicolturali ed anche fino a 600 anni nelle foreste vergini). Questi cambiamenti sono causati da nuova ramificazione, dai getti di S. Giovanni, dalla fioritura e fruttificazione.

Ai fini della valutazione della trasparenza si dovrà pertanto fare riferimento alla struttura originaria della pianta quando questa è ancora riconoscibile (per es. presenza degli spaghetti disseccati o defogliati); in caso opposto si farà riferimento alla nuova struttura.

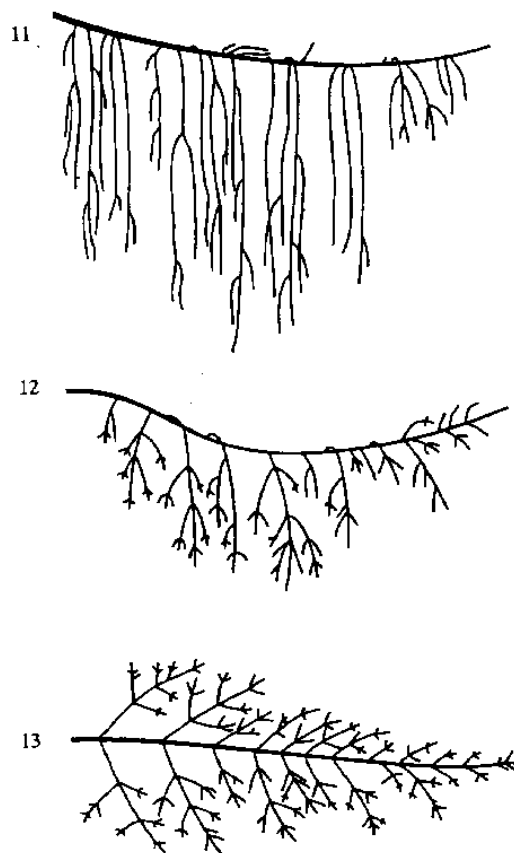


Figura 5.5. - Ramificazione nell'abete rosso. 11: pettine; 12: spazzola; 13: appiattito (da Eichhorn et al., 1998).

Pinus spp. (Figura 5.6):

31: Pianta con crescita apicale vigorosa.

32: Ridotta crescita apicale con chioma mostrante segni di trasparenza.

33: Ridotta crescita apicale con i rami più bassi persi per auto potatura.

34: Crescita bloccata, chioma appiattita determinata dalla crescita apicale che da tempo non è più in posizione verticale; chioma con ancora una certa profondità.

35: Chioma completamente appiattita senza crescita apicale verticale.

39: Altro (specificare)

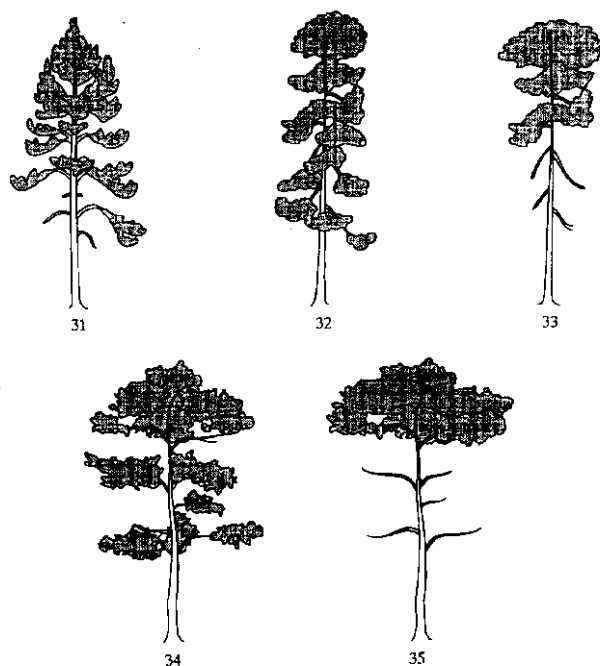


Figura 5.6 - Stadi di progressiva alterazione della ramificazione nel pino silvestre (da Eichhorn et al., 1998).

5.2.10. Struttura ramificazione (*Fagus sylvatica*) (Livello I e livello II)

Definizione

La struttura della ramificazione esistente indica l'attuale potenziale dell'albero nei confronti di crescita ed esplorazione dello spazio, nonché la presenza di fenomeni di deperimento.

Valutazione

– La valutazione si effettua solo per il faggio (Fig. 5.7 - 5.8). Per tutte le altre specie l'indice andrà lasciato vuoto.

1: Pianta con crescita apicale e laterale vigorosa.

2: Intermedia tra 1 e 3.

3: Crescita apicale vigorosa, i getti laterali sono ancora formati ma si presentano raccorciati (per es. formazione delle fruste nel faggio),

4: Intermedia tra 3 e 5.

5: Evidente riduzione della crescita laterale ed apicale (per es. formazione degli artigli nel faggio).

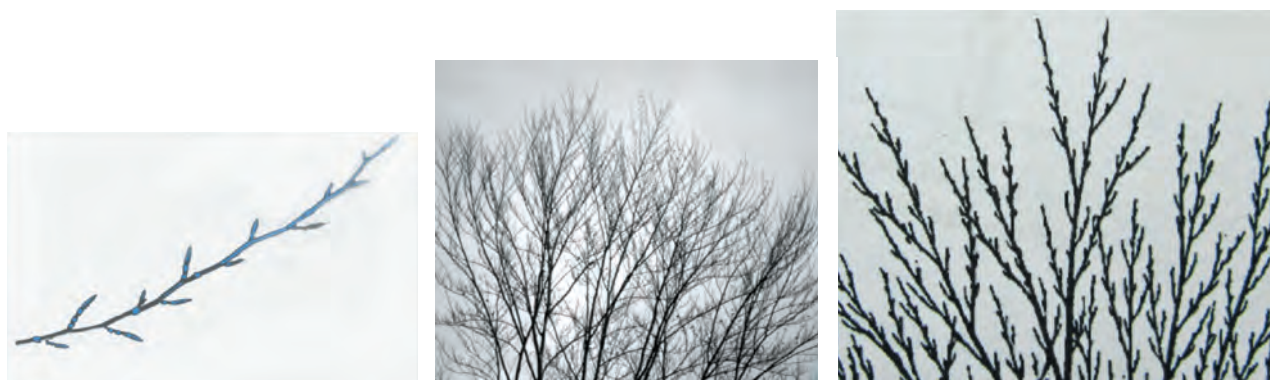
6: Intermedia tra 5 e 7.

7: Crescita bloccata e fenomeni di disseccamento e perdita della ramificazione secondaria.

8: Fase con evidente rigenerazione: da una fase peggiore a una forma migliore sullo stesso ramo.



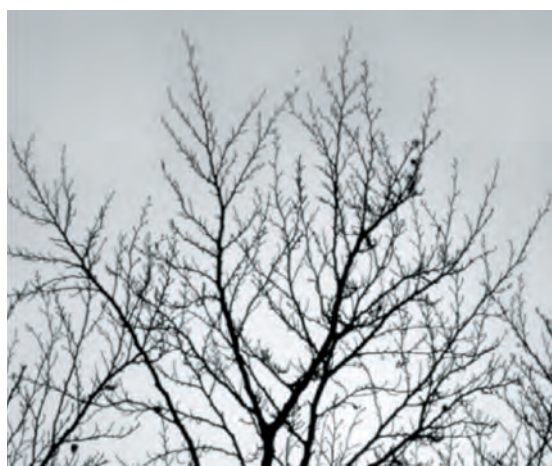
1: Pianta con crescita apicale e laterale vigorosa.



3: Crescita apicale vigorosa, i getti laterali sono ancora formati ma si presentano raccorciati (per es. formazione delle fruste nel faggio).

4: Intermedia tra 3 e 5.

Figura 5.7 (a) - Stadi di progressiva alterazione della ramificazione nel faggio (da Eichhorn et al., 1998).





5: Evidente riduzione della crescita laterale ed apicale (per es. formazione degli artigli nel faggio).



6: Intermedia tra 5 e 7.

Figura 5.7 (b) - Stadi di progressiva alterazione della ramificazione nel faggio (da Eichhorn et al., 1998).

5.2.11. Chioma valutabile (Livello I e livello II)

È la parte della chioma senza effetti della competizione (codice 4, precompilato nell'applicativo).

5.2.12. Trasparenza

Il concetto di trasparenza è equiparato al concetto di defogliazione; tale parametro deve essere valutato basandosi esclusivamente su standard fotografici. Un'elevata trasparenza non implica di per sé un giudizio negativo della pianta: alberi con crescita sostenuta possono avere chiome molto trasparenti. La procedura operativa adottata è la seguente: (a) delimitazione della chioma valutabile analogamente a quanto descritto nella sezione 4.2, i.e. contouring della chioma fogliata da valutare mediante una linea ipotetica che segue il profilo determinato dagli apici dei rami e rametti; (b) attribuzione del valore di trasparenza in base al rapporto vuoti/pieni. La trasparenza è valutata secondo classi del 5% con ri-

ferimento agli standard proposti (0 = pianta con chioma densa, con molte foglie, che lascia passare poca luce; 100 = pianta morta, ovvero completamente priva di foglie).

- Nel caso di pianta completamente spoglia, ma non morta (p. es. con solo rami epicormici sul fusto), viene attribuito il valore convenzionale di 99.

5.2.13. Fruttificazione (Livello I e livello II)

Definizione

È la frequenza di frutti, e di strobili nel caso di conifere, prodotti nell'anno, presenti nella chioma valutabile dell'albero. Nel caso di specie con frutti/semi a maturazione biennale o triennale (pini, cerro) si considerano quelli che stanno maturando nell'anno del rilievo.

Valutazione

Vengono considerati solo i frutti o strobili in maturazione nell'anno della valutazione, usando i seguenti codici:

- 1.1: Assente.
- 1.2: Scarsa: non apprezzabile ad una prima osservazione.
- 2: Comune. La presenza della fruttificazione è chiaramente visibile.
- 3: Abbondante. L'aspetto della pianta è dominato dalla presenza della fruttificazione.

5.2.14. Stato del danno dell'albero (Livello I e Livello II)

Definizione

È la condizione in cui si trova l'albero.

Valutazione

Devono essere segnalati i seguenti codici.

- 0: Albero vivo, non si osserva alcun sintomo o segno su qualsiasi parte dell'albero.
- 1: Albero vivo, sintomi di danno e segni osservati: Continuare con la valutazione dei parametri di danno.
- 4: Alberi morti. Le causa della morte dovrebbero essere riportate nella colonna agente/ fattore causale. Nel caso in cui la causa della morte non sia nota, è possibile segnalare solo la descrizione dei sintomi e agente/ fattore causale non identificato. La morte di un albero è segnalata nel primo anno in cui si osserva. Nessuna informazione viene presentata negli anni successivi.
- 9: Non rilevabile. Non è stata effettuata alcuna valutazione delle cause del danno.

5.2.15. Parte della pianta danneggiata (Livello I e Livello II) e localizzazione nella chioma (Livello II)

Definizione

Per questa valutazione la pianta è suddivisa in tre parti principali (Tabella 5-1):

- 1: Foglie/aghi.
- 2: Rami/getti dell'anno/gemme.
- 3: Fusto/colletto.

Nel Livello I viene riportata la "Specificazione della parte danneggiata", con un codice a 2 cifre (Tabella 5.1). Nel Livello II viene riportata la "Localizzazione nella chioma" (codice a 1 cifra) (Tabella 5.1).

Tabella 5.1 - Localizzazione del danno sulla pianta, specifica e relativo codice di identificazione

Livello I e Livello II			Livello II	
Parte della pianta danneggiata	Specifica della parte danneggiata	Codice	Localizzazione nella chioma	Codice
Foglie Aghi	Aghi dell'anno	11	Parte superiore	1
	Aghi più vecchi	12	Parte inferiore	2
	Aghi di tutte le età	13	A macchie	3
	Latifoglie (incluse le sempreverdi)	14	In tutta la chioma	4
Rami Getti dell'anno Gemme	Getti dell'anno	21	Parte superiore	1
	Rami con diametro < 2 cm	22	Parte inferiore	2
	Rami con diametro tra 2-10 cm	23	A macchie	3
	Rami con diametro < 10 cm	24	In tutta la chioma	4
	Rami di varie dimensioni	25		
	Getto apicale principale	26		
	Gemme	27		
Fusto Colletto	Porzione del fusto incluso nella chioma	31		
	Fusto libero	32		
	Radici e colletto	33		
	Tutto il tronco	34		

Nel caso in cui ad una specifica parte della pianta danneggiata corrispondano nella tabella colonne “localizzazione nella chioma” e relativo codice vuote, la casella della scheda deve essere lasciata vuota.

5.2.16. Sintomo/Segno (Livello I e Livello II)

Definizione

Per sintomo si intende qualsiasi alterazione dell'aspetto tipico della specie che risulti dall'azione di un agente di danno (per esempio defogliazione, decolorazione, necrosi).

Per segni si intendono tutti i segnali di presenza di un fattore di danno, come nidi di insetti, corpi fruttiferi di funghi e non devono essere considerati sintomi, ma sono annotati nella categoria “segni” (codici 10, 11 e 12).

Valutazione

I sintomi sono raggruppati in ampie categorie quali ferite, deformazioni, necrosi, etc.

Una lista dei sintomi/segni e dei codici identificativi da utilizzare nelle schede di campagna sono riportati nella quarta colonna di Tabella 5.2, Tabella 5.3 e Tabella 5.4, dove sono indicati i più importanti sintomi che possono essere presenti sulle piante forestali.

- Durante la fase di rilevamento in campagna, la valutazione dei sintomi per le foglie, per i rami e per il fusto è obbligatoria.
- Nel caso di presenza sulla stessa pianta e sulla stessa parte (foglie, rami, fusto) di sintomi diversi ma causati dallo stesso agente/fattore riconosciuto, solo il sintomo principale deve essere riportato; al contrario se l'agente colpisce parti diverse devono essere segnalate tutte.
- Nel caso di più segni attribuibili allo stesso agente (ad es. fori e rosure più adulti dello stesso scoltide) si segnalano tutti i segni.
- Se sulle parti della pianta sono presenti sia segni di insetti e/o funghi che i sintomi attribuibili agli stessi agenti, devono essere riportati entrambi.
- Nel caso di sintomi o segni presenti solo sulla chioma non valutabile, questi devono essere comunque indicati senza valutarne la diffusione e segnalando nella colonna note “chioma non valutabile”.
- Nel caso di sintomi o segni attribuibili allo stesso agente, presenti sia sulla chioma valutabile, sia sulla chioma non valutabile, vengono segnalati solo quelli sulla chioma valutabile.

5.2.17. Descrizione del sintomo/segno (Livello II)

Definizione

Si intende la descrizione specifica della manifestazione del sintomo/segno rilevato.

Valutazione

La classificazione specifica del sintomo è permessa da un codice a due cifre riportato nelle Tabelle 5.2, Tabella 5.3 e Tabella 5.4.

Rami morti da parecchi anni che hanno perso la corteccia e/o la ramificazione secondaria e rami morti per competizione non devono essere considerati nella voce dei sintomi “rami morti”. In molte specie (per es. l'abete rosso e le querce caducifoglie) la presenza di rami fini morti sparsi nella parte più interna della chioma è un processo legato all'evoluzione della chioma. La loro presenza non deve essere riportata.

Nel caso che ad uno specifico sintomo/segno, corrispondano colonne “Specificazione del sintomo/segno” e relativo codice vuote, la casella della scheda deve essere lasciata vuota.

Tabella 5.2 - Elenco dei sintomi/segni e loro codifica

SINTOMI SU FOGLIE

Sintomo/segni	Cod.	Descrizione del sintomo/segno	Cod.
Organo parzialmente o totalmente eroso, perduto o abscisso	1	Fori o foglie parzialmente erose o perse	31
		Foglie danneggiate lungo i margini	32
		Foglie totalmente erose o perse (può rimanere o meno solamente la nervatura principale)	33
		Foglie scheletrizzate (rimangono presenti le nervature di 2° e 3° ordine)	34
		Foglie con mine	35
		Abscissione precoce (sono visibili sul terreno le foglie absclisse)	36
Alterazioni cromatiche da verde pallido a giallo	2	Su tutta la foglia	37
Alterazioni cromatiche da arrossamenti a viraggi di colore bruno (incluse necrosi)	3	A chiazze, punteggiature	38
		Marginale	39
Bronzatura	4	A bande	40
Altri colori	5	Internervale	41
		Apicale	42
		Su gran parte della foglia	43
		Lungo le nervature	44
Microfillia	6		
Altre dimensioni anomale delle foglie (ipertrofie)	7		
Deformazioni	8	Imbarcamento	45
		Incurvamento	46
		Arrotolamento	47
		Torsione del picciolo	48
		Deformazioni limitate a singole parti (arricciamento, bollosità)	49

(segue Tabella 5.2)

		Galle	50
		Appassimento	51
		Altre deformazioni	52
Altri sintomi	9		
Segni di insetti	10	Copertura nerastra sulle foglie	53
		Presenza di nidi	54
		Adulti, uova/ovature, neanidi, larve, bozzoli	55
Segni di funghi	11	Copertura biancastra sulle foglie	56
		Corpi fruttiferi fungini	57
		Copertura nerastra sulle foglie	53
Altri segni	12		

Tabella 5.3 - Elenco dei sintomi/segni su rami/rametti/gemme e loro codifica

SINTOMI SU RAMI

Sintomo/segni	Cod	Descrizione del sintomo/segno	Cod
Organo eroso/perduto	1		
Rotture	13		
Disseccamento dei rami e/o dei getti	14		
Rami abortiti/abscissi	15		
Necrosi	16		
Ferite	17	Distacco di lembi di corteccia	58
		Fessurazioni	59
		Altre ferite	60
Emissioni di resina (conifere)	18		
Essudazioni, gommosi (latifoglie)	19		
Marciumi/carie	20		
Deformazioni	8	Appassimento	51
		Flessione, ripiegamento, Incurvamento	61
		Cancri	62
		Tumori	63
		Scopazzi	64
		Altre deformazioni	52
		Galle	50
Altri sintomi	9		
Segni di insetti	10	Fori e rosura	65

(segue Tabella 5.3)

		Presenza di nidi	54
		Fili sericei o escrementi	66
		Adulti, uova/ovature, neanidi, larve, bozzoli	55
		Copertura nerastra	53
Segni di funghi	11	Corpi fruttiferi fungini	57
Altri segni	12		

Tabella 5.4 - Elenco dei sintomi/segni sul fusto/colletto/radici visibili e loro codifica

SINTOMI SUL FUSTO

Sintomo/segni	Cod	Descrizione del sintomo/segno	Cod
Ferite	17	Distacco di lembi di corteccia	58
		Fessurazioni, cretti (da gelo, etc.)	59
		Altre ferite	60
Emissioni di resina (conifere)	18		
Essudazioni, gommosi (latifoglie)	19		
Marciumi/carie	20		
Deformazioni	8	Cancri	62
		Tumori	63
		Corrugamenti e costolature longitudinali (da gelo ecc)	68
		Altre deformazioni	52
Inclinazioni, piegamenti	21		
Sradicamenti parziali	22		
Rotture	13		
Necrosi	16		
Altri sintomi	9		
Segni di insetti	10	Fori e rosura	65
		Presenza di nidi	54
		Fili sericei o escrementi	66
		Adulti, uova/ovature, neanidi, larve, bozzoli	55
		Gallerie	69
Segni di funghi	11	Corpi fruttiferi fungini	57
		Pustole di colore da giallo ad arancione	67
		Micelio	70
		Rizomorfe	71
Altri segni	12		

5.2.18. Età del danno (Livello I e Livello II)

Valutazione

L'età del danno viene valutata secondo i seguenti codici.

- 1: recente. Il danno è iniziato dopo l'ultima valutazione;
- 2: pregresso. Il danno era già presente sulla pianta;
- 3: recente e pregresso. Sono visibili entrambe le classi precedenti;
- 9: non definita.

5.2.19. Agente/Fattore causale (Livello I e Livello II)

Definizione

Si intende la categoria generica dell'agente/fattore causa del sintomo rilevato.

Valutazione

Gli agenti/fattori causali sono raggruppati in 8 categorie, più una per fattori non identificati, identificate con un codice numerico a tre cifre (Tabella 5.5). Tali categorie sono uguali sia per il Livello I che per il Livello II.

Tabella 5.5 - Le principali categorie di agenti causali/fattori

Categorie degli agenti causali	Code
Pascolo e selvaggina	100
Insetti	200
Funghi	300
Agenti abiotici	400
Azione diretta dell'uomo	500
Fuoco	600
Inquinanti atmosferici	700
Altri fattori	800
Fattori investigati ma non identificati	999

In ciascuna categoria è possibile una determinazione maggiormente precisa dell'agente/fattore causale secondo un sistema gerarchico di codificazione illustrato nelle tabelle sotto riportate (Tab. 5.6 – 5.10). Quando è possibile, si devono riportare le cause di danno nel livello gerarchico più approfondito: per es. quando i sintomi osservabili lo permettono, per gli insetti è preferibile il codice 210 a 200, in quanto nel primo caso l'agente causale è maggiormente specificato (insetto defogliatore).

TAB. 5.6 - PASCOLO E SELVAGGINA

Classe	Cod.	Tipo	Cod.
Ungulati	110	Capriolo	111
		Cervo	112
		Altri (camoscio, daino, muflone)	119
Suidi	120	Cinghiale	121
Roditori	130	Coniglio	131
		Lepre	132
		Scoiattolo	133
		Topo campagnolo	134
		Castori	135
		Altri roditori (ghiro)	139
Uccelli	140	Tetraonidae	141
		Corvidae	142
		Picidae (picchio)	143
		Fringillidae	144
		Altri uccelli	149
Animali domestici	150	Mucche	151
		Capre	152
		Pecore	153
		Maiale	154
		Altri animali domestici (cavallo)	159
Altri vertebrati	190	Orso	191
		Capra selvatica	192
		Altri vertebrati	199

TAB. 5.7. - INSETTI

Insetti	200
Defogliatori	210
Insetti delle parti lignificate	220
Insetti delle gemme	230
Fitomizi	250
Minatori degli aghi/ foglie	260
Galligeni	270
Altri insetti	290

TAB. 5.8 - FUNGHI

Funghi	300
Caduta aghi e ruggini degli aghi (conifere)	301
Ruggini del fusto e dei rami (conifere e latifoglie)	302
Seccumi (conifere e latifoglie)	303
Carie e marciumi radicali (conifere e latifoglie)	304
Maculature fogliari (latifoglie)	305
Antracnosi (latifoglie)	306
Oidio (latifoglie)	307
Avvizzimento rami (latifoglie)	308
Morie e cancri (conifere e latifoglie)	309
Deformazioni (latifoglie)	310
Altri funghi (conifere e latifoglie)	390

TAB. 5.9 - FATTORI ABIOTICI

Classe	Cod.	Tipo	Cod.	Fattore specifico	Cod.
Fattori chimici	410	Squilibri nutrizionali (eccessi e mancanze)	411		
		Sale marino + tensioattivi	412		
Fattori fisici	420	Valanghe	421		
		Siccità/aridità	422		
		Falda acquifera	435	Inondazioni/Acqua stagnante permanente	43501
				Falda fluttuante	43502
				Falda superficiale	43503
		Gelo/gelate	424	Gelo invernale (T° molto molto basse in inverno)	42401
				Freddo/gelata tardiva	42402
		Grandine	425		
		Calore/colpo di calore	426		
		Fulmine	427		
		Movimenti naturali del terreno/frane/fango	429		
		Neve/Galaverna	430		
		Vento/uragano	431		
		Disseccamenti da aridità invernale	432		
		Suolo superficiale/scarsa fertilità della stazione	433		
		Caduta di rocce	434		
Altri fattori abiotici	490				

TAB. 5.10 - AZIONE DIRETTA DELL'UOMO ED ALTRI FATTORI

Classe	Cod.	Tipo	Cod.	Genere ospite	Sintomi
Oggetti infissi nella pianta	510				
Errate tecniche di impianto	520				
Cambiamenti di uso del suolo	530				
Operazioni selvicolture	540	Tagli, abbattimento	541		
		Potature, spalcatore	542		

(segue Tabella 5.10)

		Operazioni connesse all'estrazione della resina	543		
		Operazioni connesse all'estrazione del sughero	544		
		Altri interventi selvicolturali	545		
Danni meccanici e/o da veicoli	550				
Costruzione strade	560				
Compattamento del suolo	570				
Improprio utilizzo di prodotti chimici	580	Pesticidi	581		
		Sale antighiaccio	582		
Altri	590				
Piante parassite/rampicanti /epifite	810	<i>Viscum album</i>	81001	<i>Pinus</i>	Nel caso in cui tali piante producano effetti sulla chioma in termini di trasparenza la parte della pianta danneggiata da indicare è aghi o foglie
		<i>Arceuthobium oxycedri</i>	81002	<i>Juniperus</i>	
		<i>Hedera helix</i>	81003	Tutte le specie	
		<i>Lonicera</i> sp	81004	Tutte le specie	
		<i>Clematis</i> spp	81005	Tutte le specie	
		<i>Clematis vitalba</i>	81006	Tutte le specie	
		<i>Loranthus europaeus.</i>	81007	Tutte le specie	
		<i>Humulus lupulus</i>	81008	Tutte le specie	
		<i>Vitis vinifera</i>	81009	Tutte le specie	

(segue Tabella 5.10)

		<i>Smilax aspera</i>	81010	Tutte le specie	
		<i>Rosa spp.</i>	81011	Tutte le specie	
		Altre	81012	Tutte le specie	
Batteri	820	<i>Bacillus vuilemini</i>	82001	<i>Pinus halepensis</i>	Rigonfiamenti ingrossamenti di varie dimensioni dei rami e dei rametti
		<i>Brenneria quercinea</i>	82002	<i>Quercus</i>	Essudazioni dai frutti
Virus	830				
Nematodi	840	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i>	84001	<i>Pinus</i>	Veloce arrossamento totale della chioma e morte della pianta in breve periodo
Competizione	850	Mancanza di luce	85001		
		Interazione fisica	85002		
		Competizione in generale (densità)	85003		
		Altri	85004		
Mutazioni somatiche	860				
Acari	870	<i>Eriophyes ilicis</i>	87001	<i>Quercus ilex</i>	Deformazioni e bollosità della pagina superiore della foglia causate da microscopiche galle filiformi presenti nella pagina inferiore che formano aree di consistenza feltrosa, inizialmente di colore chiaro, in seguito di colore bruno rossastro.
Altre (cause conosciute ma non incluse nella lista)	890				

- Nel caso siano osservati più agenti di danno sulla stessa pianta, questi devono essere segnalati nelle schede aggiungendo le righe necessarie. Per ogni nuova riga di segnalazione devono essere riportati il numero della pianta e il corrispondente codice specie (Figura 5.8).

Figura 5.8 - Esempio compilazione di scheda con segnalazione di più sintomi/segni sulla stessa pianta

Numero dell'albero	Specie	Rimozione e mortalità	Posizione sociale	Compressione della chioma	Visibilità	Struttura della ramificazione	Trasparenza del fogliame	Fruttificazione	Parte della pianta danneggiata	Localizzazione nella chioma	Sintomo/Segno	Descrizione del sintomo/segno	Età del danno	Agente	Nome dell'Agente	Diffusione	note
1	49	0	1	5	1	29	30	2	23	3	14		1	220	Corebus florentinus	5	
1	49								25	3	14		3	999		5	
1	49								14	1	1	31	1	210		10	

Se sono osservati sintomi di danno ma non è possibile riconoscere l'agente o il fattore, nella scheda di campagna devono essere riportati la specifica dei sintomi e la sua diffusione, mentre il campo "Agente" deve essere riempito con il codice "999".

5.2.20. Nome dell'agente (Livello I e Livello II)

Definizione

Si intende il nome scientifico o il nome proprio dell'agente o fattore responsabile del sintomo.

Valutazione

Esami dettagliati sono frequentemente necessari per la determinazione dell'agente causale; tuttavia, tali analisi aggiuntive non devono prevedere, almeno nelle AdS di Livello II, campionamenti distruttivi all'interno dell'area di monitoraggio. Qualora però gli stessi sintomi siano presenti anche su piante vicine, ma esterne alle AdS, potranno essere eseguiti campionamenti o rilievi quali, ad esempio, asportazione di cortecce o carotaggi nel legno nel fusto o rami, o sugli apparati radicali, utili per cercare di risalire alle cause dei danni osservati.

La determinazione dell'agente causale dovrebbe essere effettuata da personale specializzato opportunamente addestrato e, se possibile, confermata da un fitopatologo/entomologo esperto attraverso l'esame di campioni o sopralluogo.

Nel caso sia possibile identificare l'agente causale, deve essere riportato il nome scientifico latino.

5.2.21. Diffusione (Livello I e Livello II)

Definizione

La diffusione del danno indica la quantità relativa (%) della parte della pianta colpita dall'azione dell'agente causale o fattore e deve essere riferita alla chioma valutabile.

Valutazione

La diffusione è valutata secondo classi del 5%: la classe 0% è da attribuire per l'assenza del sintomo e quella del 100% ad una pianta con tutte le foglie/aghi, rami o tronco interessati da sintomi.

- Nel caso di pianta morta l'indice non sarà valutato, per cui nessun codice dovrà essere inserito nella scheda di valutazione.

I sintomi sulle foglie sono espressi come % di foglie colpite rispetto al totale delle foglie presenti nella chioma valutabile; nel caso di sintomi sui rami essi saranno quantificati come % di rami colpiti rispetto al numero di rami presenti nella chioma valutabile; la diffusione dei sintomi sul fusto è espressa come % della circonferenza del fusto interessata dai sintomi.

La diffusione dei sintomi che implicano una reale defogliazione, ossia i sintomi della categoria “foglie parzialmente o totalmente mangiate/foglie perse” (codice 1) e delle rispettive categorie specifiche di sintomo (codici da 31 a 36), è espressa come % di superficie fogliare perduta a causa dell'azione di un agente/fattore rispetto al totale presente al momento dell'osservazione: da qui si deduce che il valore o la somma di valori di diffusione di questi sintomi non può essere maggiore del valore di trasparenza.

- Per i segni di insetti e funghi (vedi Tabella 5.2, Tabella 5.3 e Tabella 5.4) non è richiesta la valutazione della diffusione.
- Per il sintomo pianta inclinata e pianta parzialmente sradicata non è richiesta la valutazione della diffusione.
- La pianta totalmente sradicata è da considerarsi morta.
- Nei casi di contemporanea presenza di sintomi simili ma attribuibili a due o più cause può essere estremamente difficile l'attribuzione delle rispettive %: in questi casi può essere riportata la diffusione totale senza la specifica distintiva dei fattori causali.
- Nel caso di uno stesso sintomo presente sul fusto di più polloni della stessa ceppaia, la diffusione è espressa come % della circonferenza totale cioè della somma della circonferenza di tutti i polloni valutabili della ceppaia.
- Nel caso di uno stesso sintomo presente su parti diverse in più polloni (per es. cancri presenti sia sulla parte di fusto nella chioma sia sul colletto): per la descrizione della parte colpita usare cod. 34 (tutto il tronco), per la quantificazione vedere la precedente specifica.
- Nel caso di valutazione di un pollone morto, la quantificazione del sintomo (rami morti di varie dimensioni) segue la regola generale; pertanto, sarà espresso come % sul totale dei rami presenti nei polloni valutabili.

5.3. Valutazione piante morte

Per quanto riguarda le piante morte, si procede nel seguente modo:

- si possono riscontrare due casi:
 1. Piante classificate morte già nel corso dell'indagine precedente, non vengono valutate.
 2. Nuove piante morte: sono valutate, secondo la normale procedura.

5.3.1. Dati da rilevare solo nell'anno di rilevazione della morte della pianta e relativi codici (Livello I e Livello II)

Definizione

Un albero deve essere considerato morto quando tutti i suoi tessuti conduttori sono morti. Nel caso di alberi morti, deve essere determinata, se possibile, la causa della loro morte e riportarla nella casella “Note”. Deve essere inoltre compilata l'apposita scheda.

Valutazione

I codici attribuiti nel 1° anno del rilevamento della morte della pianta sono indicati in Figura 5.9 per il Livello I e in Figura 5.10 per il Livello II.

Figura 5.9 - Esempio di scheda di Livello I compilata nel caso di pianta morta nel 1° anno di rilevamento

Numero dell'albero	Specie	dendrotipo	D1 (cm)	D2 (cm)	Azimut	Rimozione e mortalità	Posizione sociale	Compressione della chioma	Visibilità	Struttura della ramificazione	Struttura della ramificazione (Fagus)	Trasparenza del fogliame	Fruttificazione	Stato del Danno dell'albero	Parte della pianta danneggiata	Sintomo/Segno	Età del danno	Agente	Nome dell'Agente	Diffusione	Note
												100		4							
campi da compilare come indicato nelle rispettive sezioni (stato del danno dell'albero : morto=4)																					
campi da lasciare vuoti o compilati in automatico (trasparenza)																					

Figura 5.10 - Esempio di scheda di Livello II compilata nel caso di pianta morta nel 1° anno di rilevamento

Numero dell'albero	Specie	Rimozione e mortalità	Posizione sociale	Posizione relativa della chioma	Compressione della chioma	Visibilità	Struttura della ramificazione	Struttura della ramificazione (Fagus)	Trasparenza del fogliame	Fruttificazione	Stato del Danno dell'albero	Parte della pianta danneggiata	Localizzazione nella chioma	Sintomo/Segno	Descrizione del sintomo/segno	Età del danno	Agente	Nome dell'Agente	Diffusione	Note
			5						100		4									
campi da compilare come indicato nelle rispettive sezioni (stato del danno dell'albero : morto=4 ; pos. sociale : morta=5)																				
campi da lasciare vuoti o compilati in automatico (trasparenza)																				

5.3.2. Dati da rilevare fino alla rimozione della pianta o al suo crollo e relativi codici (Livello II)

Gli alberi appartenenti alle classi 31-38 (alberi morti in piedi) devono rimanere nel campione da valutare e dovranno essere valutati come alberi morti fino o alla loro rimozione o al loro crollo.

Negli anni successivi al primo, non sarà necessario più compilare la scheda per la registrazione degli alberi morti e la scheda di trasmissione ordinaria dovrà essere compilata secondo la modalità esem-

plificata nella Figura 2, annotando solo l'eventuale comparsa di sintomi e/o segni e relativi agenti nuovi, successivi alla morte dell'albero (ad es. la comparsa di insetti lignicoli o di carie, marciumi).

Figura 5.11 - Esempio di scheda compilata nel caso di pianta morta nel 2° anno di rilevamento e successivi

Numero dell'albero	Specie	Rimozione e mortalità	Posizione sociale	Posizione relativa della chioma	Compressione della chioma	Visibilità	Struttura della ramificazione	Struttura della ramificazione (Fagus)	Trasparenza del fogliame	Fruttificazione	Stato del Danno dell'albero	Parte della pianta danneggiata	Localizzazione nella chioma	Sintomo/Segno	Descrizione del sintomo/segno	Età del danno	Agente	Nome dell'Agente	Diffusione	Note
											4									
campi da compilare come indicato nelle rispettive sezioni (stato del danno dell'albero : morto=4)																				

6. Trasmissione dei dati

La tempistica dei rilevamenti stabilita dal NFC e le scadenze per la trasmissione delle schede sono riportate nella Tabella 6-6 per il Livello I e per il Livello II. È da notare che, nonostante il periodo più idoneo per i rilievi sia compreso tra la fine della formazione dei nuovi organi fogliari (inizio di Luglio) e prima del viraggio di colore autunnale delle foglie (fine di Agosto) e può essere concesso effettuare osservazione entro la metà del mese di Settembre.

Tabella 6.6 - Scadenze previste per la campagna dei rilevamenti sulle aree della rete europea (Livello I e II)

Azione prevista	Data
Rilievi di campagna	Entro e non oltre 30/08 dell'anno di rilievo
Consegna schede al National Focal Center (NFC)	Entro e non oltre 20/09 dell'anno di rilievo
Consegna schede dal National Focal Center (NFC) a DAGRI	Entro e non oltre 10/10 dell'anno di rilievo

BIBLIOGRAFIA

Inquadramento generale

Ferretti, M., Fischer, R. (eds.) (2013) Forest Monitoring. Methods for terrestrial investigations. in Europe with an overview of North America and Asia. Developments in Environmental Science, Elsevier, Amsterdam.

Innes, J.L. 1993 Forest health: its assessment and status. Wallingford, UK, CAB International, 677 p. ISBN 9780851987934, 19930671983.

Kandler, O. and Innes, J.L. 1995 Air pollution and forest decline in central Europe. Environ. Pollut. 90, 171-180. [https://doi.org/10.1016/0269-7491\(95\)00006-D](https://doi.org/10.1016/0269-7491(95)00006-D).

Roloff, A. 1989 Morphological changes in the crowns of European beech (*Fagus sylvatica* L.) and other deciduous tree species. In: International Congress on Forest Decline Research: State of Knowledge and Perspectives. Ulrich, B. (ed.) Friedrichshafen am Bodensee, Germany, 2-6 October 1989: Lectures Volume 1. Forschungsbeirat Waldschaden/Luftverunreinigungen der Bundesregierung und der Lander. (pp. 81-107).

Schulze, E.D. 1989 Air Pollution and Forest Decline in a Spruce (*Picea abies*) Forest. Science 244 (4906), 776- 783. <https://doi.org/10.1126/science.244.4906.7>.

Schütt, P. and Cowling, E.B. 1985 Waldesterben, a general decline of forests in central Europe: Symptoms, development, and possible causes. Plant Dis. 69, 548-558.

Tallent-Halsell, N. G. (ed.): 1994, Forest Health Monitoring 1994. Field Methods Guide. EPA/620/R-94/027. U.S. Environmental Protection Agency, Washington, D.C.

Manuale comune europeo

Eichhorn J, Roskams P, Potočić N, Timmermann V, Ferretti M, Mues V, Szepesi A, Durrant D, Seletković I, Schröck H-W, Nevalainen S, Bussotti F, Garcia P, Wulff S, 2020: Part IV: Visual Assessment of Crown Condition and Damaging Agents. Version 2020-3. In: UNECE ICP Forests Programme Coordinating Centre (ed.): Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests. Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, Germany, 49 p. + Annex [<http://www.icp-forests.org/manual.htm>]. ISBN: 978-3-86576-162-0.

Manuali italiani - Precedenti versioni

Gasparini P, Di Cosmo L, Rizzo M (2016). PARTE 1 – Procedure di rilievo nelle aree di saggio di Livello I. Procedure di rilievo nelle aree di saggio e valutazione della condizione delle chiome. Manuale di campagna. Roma: Ministero delle Politiche Agricole, Alimentari e Forestali.

Bussotti F, Bettini D, Cenni E, Ferretti M, Sarti C, Nibbi R, Capretti P, Stergulc F, Tiberi R (2016). PARTE 2 – Valutazione della condizione delle chiome. Procedure di rilievo nelle aree di saggio e valutazione della condizione delle chiome. Manuale di campagna. Roma, Ministero delle Politiche Agricole, Alimentari e Forestali.

Fotoguide

Ferretti, M. (Ed.) (1994). Mediterranean Forest Trees. A Guide for Crown Assessment. CEC – UN/ECE, Brussels, Geneva.

Müller, E., & Stierlin, H.R. (1990). Tree Crown Photos. Sanasilva. Swiss Federal Institute for Forest Snow and Landscape Research, Birmensdorf, Switzerland.

Innes J.L., 1990. Assessment of Tree Condition. Forestry Commission Field Book 12, London.

Danni biotici

Battisti A., De Battisti R., Faccoli M., Masutti L., Paolucci P., Stergulc F., 2013. Lineamenti di Zoologia Forestale. Padova University Press,

Capretti P., Ragazzi A., 2010. Elementi di patologia forestale. Patron, Padova.

Hartmann G., Nienhaus F., Butin H., 2000. Atlante delle malattie delle piante. Guida illustrata dei danni alle specie arboree. Franco Muzzio Ed.

Luciano P., Roversi P.F., 2001 – Fillofagi delle querce in Italia. Ed. Poddighe, Sassari, 144 pp.

Moriondo F., Capretti P., Ragazzi A., 2006 – Malattie delle piante in bosco, in vivaio e delle alberature. Patron Editore, Bologna.

Prota R., Luciano P., Floris I., 1992. La protezione delle foreste dai lepidotteri defogliatori. Università degli studi di Sassari, Regione Autonoma della Sardegna.

Ragazzi A., Capretti P., Ghelardini L., Moricca S., 2023. Elementi di Patologia Forestale. Pàtron Editore Bologna). 627 pp.

Stergulc, F., Frigimelica, G., 1996. Insetti e Funghi Dannosi ai Boschi nel Friuli Venezia Giulia. Servizio Selvicoltura. Direzione Regionale delle Foreste e dei Parchi, Regione Autonoma Friuli – Venezia Giulia.

Le attività in Italia: Risultati e commenti

Bussotti F, G Papitto, Di Martino D, Cocciufa C, Cindolo C, Cenni E, Bettini D, Iacopetti G, Pollastrini M, (2021). Defoliation, Recovery and Increasing Mortality in Italian Forests: Levels, Patterns and Possible Consequences for Forest Multifunctionality. *Forests* 12: 1476. – doi: 10.3390/f12111476.

Bussotti F, Pollastrini M (2017). Observing climate change impacts on European forests: what works and what does not in ongoing long-term monitoring networks. *Frontiers in Plant Science* 8: 629. - doi: 10.3389/fpls.2017.00629.

Bussotti F., Cenni E., Bettini D., Sarti C., Stergulc F., Feducci M., Capretti P., 2014. Le condizioni dei boschi in Italia. Risultati dalle indagini estensive di Livello I (1997-2010). *Forest@* 11: 8-12. doi: 10.3832/efor1005-011.

Bussotti F., Feducci M., Iacopetti G., Maggino F., Pollastrini M., Selvi F., 2018. Linking forest diversity and tree health: preliminary insights from a large-scale survey in Italy. *Forest Ecosystems* 5, 12.

Bussotti F., Gerosa G., Cenni E., Cozzi A., Ferretti M., Bettini D., Nibbi R., 2003. Crown Condition Surveys in Italian Forests: Issues in Reporting Findings. *Environmental Monitoring and Assessment*, 85: 221-238.

Bussotti F., Pollastrini M., 2017. Traditional and novel indicators of climate change impacts on European forest trees. *Forests* 8, 137.

Bussotti, F., Bettini, D., Carrari, E., Selvi, F., Pollastrini, M. (2023). Cambiamenti climatici in atto: osservazioni sugli impatti degli eventi siccitosi sulle foreste toscane. *Forest@* 20. 1-9. doi: 10.3832/efor4224-019.

Bussotti, F., Cozzi, A., Cenni, E., Bettini, D., Sarti, C., & Ferretti, M. (2009). Measurement errors in monitoring tree crown conditions. *Journal of Environmental Monitoring*, 11, 769–773. Doi: 10.1039/b818166g.

Bussotti, F., Papitto, G., Di Martino, D., Cocciufa, C., Cindolo, C., Cenni, E., Bettini, D., Iacopetti, G., Pollastrini, M. (2022). Le condizioni delle foreste italiane stanno peggiorando a causa di eventi

climatici estremi? Evidenze dalle reti di monitoraggio nazionali ICP Forests - CON.ECO.FOR. Forest@ 19, 74-81. - doi: 10.3832/efor4134-019.

Ferretti, M. (1997). Forest health assessment and monitoring -Issues for consideration. Environmental Monitoring and Assessment, 48, 45–72.

Ferretti, M. (1998). Potential and limitation of visual indices of tree condition. Chemosphere, 36(4–5), 1031-1036.

Ferretti, M., Bussotti, F., Cenni, E., & Cozzi, A. (1999). Implementation of Quality Assurance procedures in the Italian programs of forest condition monitoring. Water Air and Soil Pollution, 116, 371-376. Doi: 10.1023/A:1005240000294.

Iacopetti G., Bussotti F., Selvi F., Maggino F., Pollastrini M., 2019. Forest ecological heterogeneity determines contrasting relationships between crown defoliation and tree diversity. Forest Ecology and Management. 448, 321-329.

Papitto G., Cindolo C., Cocciufa G., Brunialti G., Frati L., Pollastrini M., Bussotti F. (eds.), 2018. Lo stato di salute delle foreste italiane (1997-2017). 20 anni di monitoraggio delle chiome degli alberi. Pubblicato da Arma dei Carabinieri, Comando Unità Forestali Ambientali e Agroalimentari. Roma. Pag. 105.

Papitto G., Quatrini V., Cindolo C., Cocciufa C. (a cura di) (2021). Rete NEC Italia – Monitoraggio degli ecosistemi terrestri. Lo stato delle foreste italiane. Pubblicato da Arma dei Carabinieri, Comando Unità Forestali, Ambientali e Agroalimentari. Roma.

Pollastrini M., Puletti N., Selvi F., Iacopetti G., Bussotti F., 2019. Widespread crown defoliation after a drought and heat wave in the forests of Tuscany (central Italy) and their recovery – a case study from summer 2017. Frontiers in Forests and Global Change. 2, 74.

ANNESSO I - Elenco delle categorie e sottocategorie forestali

Codice CFOR0	Categoria forestale	Codice SFOR0	Sottocategoria forestale
01	BOSCHI DI LARICE E CEMBRO	011	larici-cembreto
		012	lariceto in fustaia chiusa
		013	larici isolati nella brughiera subalpina
		014	altre formazioni di larice e cembro
02	BOSCHI DI ABETE ROSSO	021	pecceta subalpina
		022	pecceta montana
		023	altre formazioni con prevalenza di peccio
03	BOSCHI DI ABETE BIANCO	031	abetina e abeti-faggeta a <i>Vaccinium</i> e <i>Majanthemum</i>
		032	abetina a <i>Cardamine</i>
		033	abetina a <i>Campanula</i>
		034	altre formazioni di abete bianco
04	PINETE DI PINO SILVESTRE E PINO MONTANO	041	pineta (pino silvestre) a erica
		042	pineta (pino silvestre) a carice oppure astragali
		043	pineta (pino silvestre) a farnia e molinia
		044	pineta (pino silvestre) a roverella e citiso a foglie sessili
		045	pineta di pino montano
		046	altre formazioni a pino silvestre e pino montano
05	PINETE DI PINO NERO, PINO LARICIO E PINO LORICATO	051	pineta a pino nero a erica e orniello
		052	pineta a pino nero a citiso e ginestra
		053	pineta a pino laricio (<i>Pinus laricio</i>)
		054	pineta a pino loricato (<i>Pinus leucodermis</i>)
		055	altre formazioni a pino nero e pino laricio
06	PINETE DI PINI MEDITERRANEI	061	pinete a <i>Pinus pinaster</i>
		062	pinete a <i>Pinus pinea</i>
		063	pinete a <i>Pinus halepensis</i>
07	ALTRI BOSCHI DI CONIFERE PURI E MISTI	071	formazioni a cipresso
		072	altre formazioni a conifere

(segue Annesso I)

Codice CFOR0	Categoria forestale	Codice SFOR0	Sottocategoria forestale
08	FAGGETE	081	faggete mesofile
		082	faggete acidofile a <i>Luzula</i>
		083	faggete termofile a <i>Cephalanthera</i>
		084	faggete a agrifoglio, felci e campanula
		085	altre formazioni di faggio
09	BOSCHI DI ROVERE, ROVERELLA E FARNIA	091	boschi di rovere
		092	boschi di roverella
		093	boschi di farnia
		094	altre formazioni di rovere, roverella o farnia
10	BOSCHI DI CERRO, FARNETTO, FRAGNO, VALLONEA	101	cerrete di pianura
		102	cerrete collinari e montane
		103	boschi di farnetto
		104	boschi di fragno e nuclei di vallonea
		105	altre formazioni di cerro, farnetto, fragno o vallonea
11	CASTAGNETI	111	castagneti da legno
		112	castagneti da frutto, selve castanili
12	OSTRIETI, CARPINETI	121	boschi di carpino nero e orniello
		122	boscaglia a carpino orientale
		123	boschi di carpino bianco
13	BOSCHI IGROFILI	131	boschi a frassino ossifillo e olmo
		132	boschi a ontano bianco
		133	boschi a ontano nero
		134	pioppeti naturali
		135	saliceti ripariali
		136	plataneto
		137	altre formazioni forestali in ambienti umidi
14	ALTRI BOSCHI CADUCIFOGLI	141	acero-tilieti di monte e boschi di frassino, ecc.
		142	acereti appenninici
		143	boschi di ontano napoletano
		144	boscaglie di <i>Cercis</i>
		145	betuleti, boschi montani pionieri
		146	robinieti e ailanteti
		147	altre formazioni caducifoglie
15	LECCETE	151	lecceta termofila costiera

(segue Annesso I)

Codice CFOR0	Categoria forestale	Codice SFOR0	Sottocategoria forestale
		152	bosco misto di leccio e orniello
		153	lecceta rupicola
		154	boscaglia di leccio
16	SUGHERETE	161	sugherete mediterranee
		162	pascolo arborato a sughera
17	ALTRI BOSCHI DI LATIFOGIE SEMPREVERDI	171	boscaglie termomediterranee
		172	boschi sempreverdi di ambienti umidi

ANNESSE II – Codici delle Specie

Latifoglie

001 - *Acer campestre*

002 - *Acer monspessulanum*

003 - *Acer opalus*

004 - *Acer platanoides*

005 - *Acer pseudoplatanus*

006 - *Alnus cordata*

007 - *Alnus glutinosa*

008 - *Alnus incana*

009 - *Alnus viridis*

010 - *Betula pendula*

011 - *Betula pubescens*

012 - *Buxus sempervirens*

013 - *Carpinus betulus*

014 - *Carpinus orientalis*

015 - *Castanea sativa*

016 - *Corylus avellana*

017 - *Eucalyptus spp.*

020 - *Fagus sylvatica*

021 - *Fraxinus angustifolia*

022 - *Fraxinus excelsior*

023 - *Fraxinus ornus*

024 - *Ilex aquifolium*

025 - *Juglans nigra*

026 - *Juglans regia*

027 - *Malus domestica*

028 - *Olea europea*

029 - *Ostrya carpinifolia*

030 - *Platanus spp.*

031 - *Populus alba*

032 - *Populus canescens*

033 - *Populus x hybrida*

034 - *Populus nigra*

035 - *Populus tremula*

036 - *Prunus avium*

037 - *Prunus dulcis*

039 - *Prunus serotina*

040 - *Pyrus communis*

041 - *Quercus cerris*

042 - *Quercus coccifera*

044 - *Quercus frainetto*

046 - *Quercus ilex*

047 - *Quercus macrolepis*

048 - *Quercus petraea*

049 - *Quercus pubescens*

051 - *Quercus robur*

053 - *Quercus rubra*

(segue Annesso II)

054 - *Quercus suber*
055 - *Quercus trojana*
056 - *Robinia pseudoacacia*
057 - *Salix alba*
058 - *Salix capraea*
059 - *Salix cinerea*
060 - *Salix eleagnos*
061 - *Salix fragilis*
062 - *Salix spp.*
063 - *Sorbus aria*
064 - *Sorbus aucuparia*
065 - *Sorbus domestica*
066 - *Sorbus torminalis*
068 - *Tilia cordata*
069 - *Tilia platyphyllos*
070 - *Ulmus glabra*
071 - *Ulmus laevis*
072 - *Ulmus minor*
073 - *Arbutus unedo*
075 - *Ceratonia siliqua*
076 - *Cercis siliquastrum*
077 - *Erica arborea*
078 - *Erica scoparia*
080 - *Laurus nobilis*
081 - *Myrtus communis*
082 - *Phillyrea latifolia*
083 - *Phillyrea angustifolia*
084 - *Pistacia lentiscus*
085 - *Pistacia terebinthus*
087 - *Rhamnus alaternus*
099 - Altre

Conifere

100 - *Abies alba*
102 - *Abies cephalonica*
107 - *Cedrus atlantica*
108 - *Cedrus deodara*
109 - *Cupressus spp.*
110 - *Cupressus sempervirens*
111 - *Juniperus communis*
112 - *Juniperus oxycedrus*
113 - *Juniperus phoenicea*
116 - *Larix decidua*
118 - *Picea abies*
121 - *Pinus brutia*
123 - *Pinus cembra*
125 - *Pinus halepensis*
127 - *Pinus leucodermis*
128 - *Pinus mugo*
129 - *Pinus nigra*
130 - *Pinus pinaster*
131 - *Pinus pinea*
132 - *Pinus radiata*
133 - *Pinus strobus*
134 - *Pinus sylvestris*
135 - *Pinus uncinata*
136 - *Pseudotsuga menziesii*
137 - *Taxus baccata*
138 - *Thuja spp.*
139 - *Tsuga spp.*
150 - *Chamaecyparis spp.*
151 - *Sequoia sempervirens*
152 - *Sequoiadendron giganteum*
199 - Altre



1.3.2. Accrescimenti

Istruzioni per l'installazione e la lettura delle bande di accrescimento

“PERMANENT TREE GIRTH BANDS-UMS”

Maurizio Piovosi*, Giada Bertini*, Luca Marchino*

Corresponding author: maurizio.piovosi@crea.gov.it

* CREA - Consiglio per la ricerca e l'analisi dell'economia agraria
Centro di Ricerca Foreste e Legno, Arezzo

1. Introduzione

Gli alberi e l'accrescimento

Gli alberi sono organismi cosiddetti perenni perchè vivono da decine, fino a centinaia di anni e anche alcuni millenni. Nei nostri climi, l'accrescimento degli alberi è un fenomeno stagionale che ha inizio in primavera e si prolunga fino all'estate. Ogni anno, la stratificazione di nuove serie di cellule legnose consente l'accrescimento in diametro e l'allungamento in altezza e quindi l'aumento del volume del fusto, dei rami e della chioma verde.

Una qualsiasi sezione trasversale del fusto evidenzia l'accrescimento annuale attraverso cerchie legnose (gli strati di cellule formati nella stagione), distinte anno per anno. L'accrescimento è maggiore in giovane età e minore nelle età adulta e matura. Declina poi nella fase senile. Il livello di accrescimento arboreo (da meno di 1 mm a 15-20 mm per anno in diametro e da 10-20 cm a 1-2 m in altezza) è un carattere proprio di ciascuna specie. Esistono infatti specie a lenta e a rapida crescita. Le specie longeve sono solitamente quelle a crescita lenta e molto lenta, sia in ambienti ottimali, ma soprattutto in ambienti limite dove gli alberi sopravvivono per centinaia di anni in condizioni estreme riducendo al massimo l'accrescimento in funzione delle ridotte risorse disponibili.

La relazione con l'ambiente di crescita

Gli alberi vivono immersi nel loro ambiente di crescita formato dall'atmosfera (fusto e chioma) e dal suolo (radici). Da questi due elementi assorbono e scambiano quanto necessario per la vita (luce e calore, quindi energia, elementi chimici, acqua) e lo trasformano in materia legnosa attraverso la fotosintesi che avviene nelle foglie. Le condizioni variabili dell'ambiente di crescita condizionano in senso positivo o negativo la vita degli alberi. Precipitazioni invernali e primaverili ridotte, periodi di siccità prolungati, temperature estive molto elevate, inquinamento chimico, disturbi di tipo biologico (insetti, batteri) rendono meno favorevole l'ambiente di crescita. Fenomeni negativi che si ripetono a distanza ravvicinata possono incidere in modo permanente o difficilmente reversibile sulla salute e vitalità degli alberi, fino a provocarne la morte.

Il significato ecologico dell'accrescimento arboreo

L'accrescimento degli alberi è il risultato, oltre che dell'età, delle condizioni di crescita anno dopo anno e delle oscillazioni dallo stato medio. Il valore dell'accrescimento è infatti il registratore di tutte le variazioni chimiche, fisiche e biologiche dell'ambiente circostante. La misura periodica dell'accrescimento rappresenta quindi la risposta dell'organismo albero e spiega quanto avvenuto in senso positivo o negativo nell'intervallo tra due misure successive. Per questo, l'accrescimento è detto variabile di risposta e variabile esplicativa (che spiega) le condizioni dell'ambiente di crescita (Bertini et al, 2013).

L'accrescimento è in definitiva il termometro sensibile della salute e vitalità degli alberi che compongono l'ecosistema bosco (Dobbertin, 2005). Quando, come in un programma di monitoraggio delle foreste, siano misurate anche altre variabili ambientali (es. precipitazioni, temperature, deposizione di inquinanti, attacchi biologici, chimica del suolo, disponibilità idrica) o dell'albero stesso (es. stato delle foglie) si può riferire la risposta in accrescimento ad uno o più fattori interagenti, ed il senso positivo o negativo di ciascuno. La quantità di nuovo legno formato è interpretabile come un indicatore coerente del vigore (stato di salute) dell'albero stesso (Beck 2009).

Gli alberi reagiscono ai cambiamenti ambientali attraverso e nell'ambito della loro tolleranza autoe-

cologica fino a ristabilire un nuovo equilibrio, definito dagli attuali parametri climatici, da sempre considerati le principali forze motrici agenti (ICP Forests 2021).

Come recentemente riportato dall'Agenzia Europea per l'Ambiente (EEA 2023, briefing 04/2023), lo stato attuale delle foreste dell'Unione Europea è un mix di miglioramento e deterioramento. Alcuni indici, come gli indicatori strutturali, la biomassa arborea, il volume e la produttività, suggeriscono condizioni forestali migliori. Altri ancora, come la defogliazione, la mortalità della chioma arborea e la quantità di legno morto, suggeriscono viceversa uno stato critico. Molto dipende comunque dalla scala di indagine, da quella locale fino a quella regionale e superiore.

2. Misura dell'accrescimento intra-annuale con bande di accrescimento diametrico

Tramite le bande di accrescimento intra annuale è possibile monitorare l'andamento della crescita del fusto delle piante durante la stagione vegetativa, nonché l'incremento cumulativo del diametro a fine stagione.



L'installazione delle bande di accrescimento può essere utile per stimare la relazione tra la variabilità delle dimensioni dei fusti, quindi il loro accrescimento, gli eventi fisiologici e quelli meteorologici ad intervalli di tempo intra annuali. Migliorare la nostra conoscenza delle risposte della crescita degli alberi al clima è una priorità assoluta nella regione del Mediterraneo (Campelo et al. 2023), zona considerata molto vulnerabile agli eventi climatici estremi.

3. Installazione

L'installazione delle bande viene effettuata dal personale del CREA.

Si ritiene utile, comunque, qualche cenno sul metodo adeguato di installazione in caso il personale sulle aree avesse necessità di sostituire una banda rovinata o asportata.

I passaggi di installazione sono mostrati e descritti nelle tabella sotto (UMS D1 User Manual)

	Estendere la fascia intorno al fusto
	Passare la parte terminale dentro il nonio
	Stringere la fascia e agganciare la molla in uno degli ultimi tre occhielli (preferibilmente l'ultimo).
	Allungare la molla
	L'altra estremità della molla deve essere attaccata ad uno degli occhielli presenti sulla banda in modo da avere un'escursione della molla di 30 mm (60 mm in caso di molle da 150mm).
IMPORTANTE: muovere la banda più volte per una aderenza migliore al fusto. In caso di presenza di muschi e/o licheni pulire accuratamente il fusto prima di installare la banda.	

4. Caratteristiche delle bande

- Installazione facile e veloce.
- Scala di lettura che mostra direttamente il diametro.
- Presenza del nonio per letture più precise.
- Minimo attrito.
- Bassa dilatazione termica.

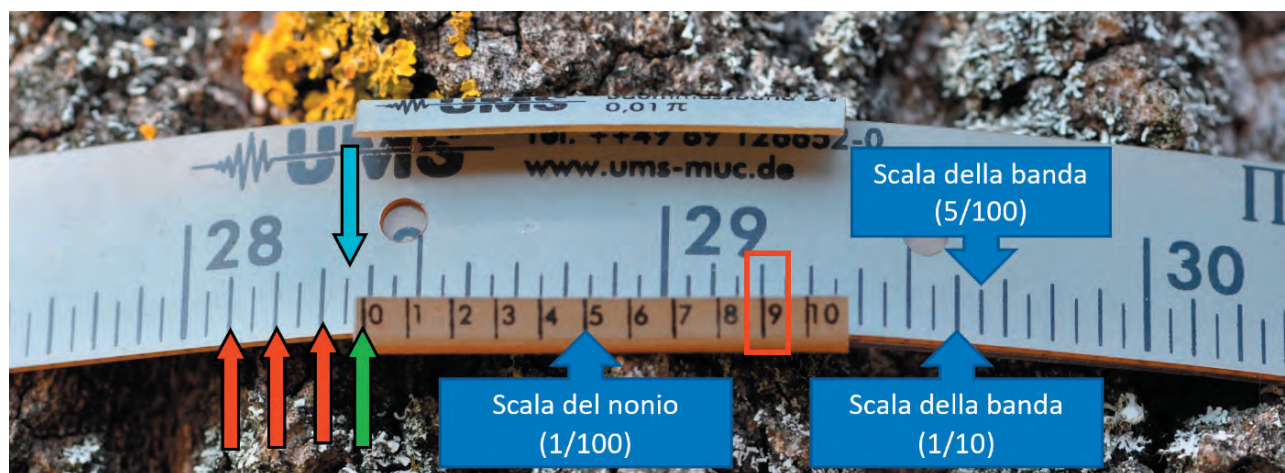
La scala di divisione presente sulla banda (vedi figura sotto; UMS D1 User Manual) è di $0.05 \pi \text{ cm}$ e la scala del nonio è di $0.01 \pi \text{ cm}$. L'unità è il $\pi/1 \text{ cm}$ e per questo il valore misurato indica direttamente il diametro del fusto.



La caratteristica peculiare di queste bande è la quasi assenza di attrito per la presenza di un rivestimento trasparente che riduce la frizione tra la banda e la corteccia. Il nonio è fatto in modo da poter lasciar scorrere la banda senza attrito e gli occhielli sono stati fatti senza sbavature. La banda è realizzata in Astralon, materiale plastico indeformabile; la stabilità della lunghezza della banda è garantita a 20°C ; un aumento o diminuzione di temperatura può allungare/accorciare la banda solo dello 0.075 per mille per 1°C .

Una singola banda D1 è applicabile per la misura di fusti con diametro da 10 cm fino ad un massimo di 66 cm. Le molle in dotazione hanno due misure, 75mm e 150mm; per fusti con diametro fino a 40 cm si montano le molle più corte, che possono sopportare un allungamento massimo di 18 cm. Le molle più lunghe, che sono adatte ad alberi con diametro maggiore di 40 cm, possono essere allungate fino a 36 cm.

5. Operazioni di misura: lettura del diametro



1. Controllare il punto in cui la linea di riferimento dello 0 (zero) sul nonio (freccia verde in figura) si interseca con la scala graduata della banda sovrastante e chiarire l'intero della misura (in questo caso 28 cm).

2. Determinare quindi il primo decimale (mm) della relativa misura contando le linee più lunghe (freccie rossa in figura, scala 1/10) precedenti la linea dello 0 sul nonio (in questo caso le linee sono 3).

3. Determinare il range entro il quale sarà il secondo decimale verificando se la linea dello 0 del nonio è precedente o successiva alla linea più piccola presente nella scala graduata della banda (freccia azzurra in figura, scala 5/100); in questo caso, la linea dello zero è oltre la linea piccola quindi il secondo decimale sarà superiore a 5 ed inferiore o uguale a 9.

4. Determinare il secondo decimale osservando frontalmente la banda e verificando quale linea della scala del nonio collima con una qualsiasi linea della scala graduata di 1/10 (linee più lunghe) della banda sovrastante (in questo caso il 9 – Evidenziato dal rettangolo rosso).

La misura del diametro nel caso in figura è quindi 28,39 cm (28 cm, + 3 scala 1/10 (0,3 cm) + 9 scala 1/100 (0,09 cm)).

6. Frequenza di lettura

È fondamentale riuscire a raccogliere il dato di accrescimento con cadenza precisa; per questo si suggerisce, anche per non gravare eccessivamente sulle squadre di rilevatori, di effettuare il rilievo almeno una volta al mese, preferibilmente nello stesso giorno (es. 30 marzo, 30 aprile, 30 maggio...), e comunque nel primo giorno utile successivo, compatibilmente e congiuntamente con i rilievi da fare per le altre variabili monitorate.

Il primo periodo successivo all'installazione delle bande potrebbe essere soggetto a oscillazioni della misura anche negative a causa della fase di assestamento dello strumento sul fusto.

Le letture devono essere protratte per tutto l'anno anche dopo la caduta delle foglie.

Qualora per motivi climatici non fosse possibile accedere all'area nel periodo invernale l'ultima lettura per ciascun anno monitorato dovrebbe essere eseguita circa un mese dopo la caduta completa delle foglie (chioma spoglia) o fin quando possibile.

Alla stagione vegetativa successiva si dovrebbe riprendere la lettura prima dell'emissione delle nuove foglie.

7. Conferimento dei dati di lettura

Si prega di inviare i dati in formato elettronico (xls, xlsx o in formato opendocument), utilizzando come esempio il modello riportato nella tabella 1, in seguito a ciascun rilievo e in ogni occasione in cui sia utile segnalare eventuali anomalie osservate (es. crescita/decrecita anomala, gelate tardive, manomissione bande ecc.), comunque almeno una volta l'anno (dicembre) a:

– maurizio.piovosi@crea.gov.it

In caso di necessità, dubbi o segnalazioni, non esitate a scrivere a:

– giada.bertini@crea.gov.it

– maurizio.piovosi@crea.gov.it

– luca.marchino@crea.gov.it

Tabella 1

**PROTOCOLLO DI RILIEVO BANDE DI
CIRCONFERENZA UMS**
AREA

(inserire acronimo area)

Pianta (numero)	Data di rilievo	Misura diametro	Rilevatore	Note
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
(inserire n. pianta)	(inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	(inserire dato rilevato)	(inserire nome e cognome del rilevatore)	(inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
Rilievo successivo (inserire n. pianta)	Rilievo successivo (inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	Rilievo successivo (inserire dato rilevato)	Rilievo successivo (inserire nome e cognome del rilevatore)	Rilievo successivo (inserire eventuali informazioni aggiuntive)*
Rilievo successivo (inserire n. pianta)	Rilievo successivo (inserire data del rilievo nel formato dd/mm/yyyy)	Rilievo successivo (inserire dato rilevato)	Rilievo successivo (inserire nome e cognome del rilevatore)	Rilievo successivo (inserire eventuali informazioni aggiuntive)*

*es. gelata tardiva, manomissione o spostamento banda, danni da vento alla pianta ecc.

BIBLIOGRAFIA

Beck W (2009). Growth patterns of forest stands - the response towards pollutants and climatic impact. *iForest* 2: 4-6. - doi: 10.3832/ifor0472-002.

Bertini G, Amoriello T, Piovosi M, Fabbio G (2013). Alcune evidenze dal monitoraggio intensivo delle foreste italiane. L'accrescimento radiale degli alberi come indice di risposta ai disturbi e le sue relazioni con la struttura del soprassuolo. *Forest@* 10: 68-78.

Campelo F, Rubio-Cuadrado Á, Montes F, Colangelo M, Valeriano C, Camarero JJ (2023). Growth phenology adjusts to seasonal changes in water availability in coexisting evergreen and deciduous Mediterranean oaks, *Forest Ecosystems*, doi: <https://doi.org/10.1016/j.fecs.2023.100134>.

Dobbertin M (2005). Tree growth as indicator of tree vitality and of tree reaction to environmental stress: a review. *European Journal of Forest Research* 124: 319-333. - doi: 10.1007/s10342-005-0085-3.

Dobbertin M, Neumann M, Levanič T, Sanders TGM, Skudnik M, Krüger I, 2020: Part V: Tree Growth Level II. Version 2020-1. In: UNECE ICP Forests, Programme Co-ordinating Centre (ed.): Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests. Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, Germany, 19 p. + Annex [<http://www.icp-forests.org/manual.htm>].

EEA (2023). How are European forest ecosystems doing??. Briefing n 4, 21 Mar 2023.

ICP Forests 2021. Tree health is deteriorating in the European forests. Brief n 5/2021.

UMS D1 Permanent tree girth band user manual

<https://www.labcell.com/media/127951/d1%20manual.pdf>.



1.3.3. Analisi della chimica fogliare

Manuale di campo chimica fogliare

Analysis of leaves chemistry

Leonardo Latilla, Flavia Sicuriello, Serena Carloni, Silvia Pioli, Bruno De Cinti

Corresponding author: bruno.decinti@cnr.it

CNR IRET

Introduzione

L'inquinamento atmosferico e i cambiamenti climatici determinati dalle attività umane, sono tra i fattori esterni che influenzano maggiormente lo sviluppo degli ecosistemi forestali (Vacek et al., 2015). Per il monitoraggio dello stato di salute di tali ecosistemi si utilizzano indicatori quali lo stato nutrizionale degli alberi valutato attraverso l'analisi fogliare.

Se da un lato, un apporto insufficiente di nutrienti può essere una causa diretta della scarsa vitalità degli alberi, fattore che aumenta gli effetti negativi dell'inquinamento atmosferico, dall'altro, elevate concentrazioni di alcuni elementi nei tessuti delle foglie o sbilanciamenti dei loro rapporti, inducono in egual modo uno stato di sofferenza nelle piante che ne riduce la resistenza ai disturbi esterni.

Pertanto, il monitoraggio della chimica fogliare è essenziale per comprendere lo stato di salute delle foreste.

Questo deve essere regolare ed eseguito a intervalli sufficientemente frequenti per individuare potenziali relazioni tra i cambiamenti delle condizioni del popolamento e le variazioni dello stato nutrizionale, senza essere falsato dalle fluttuazioni interannuali delle concentrazioni degli elementi.

Gli elementi monitorati nell'ambito del programma CONECOFOR, per mezzo del progetto LIFE MODERn (NEC), sono: N, S, P, Ca, Mg, K e C.

L'analisi di questi elementi e del rapporto tra alcuni di essi consente di stimare lo stato nutrizionale degli alberi e l'impatto degli inquinanti atmosferici nei siti di monitoraggio, di rilevare le tendenze temporali e i modelli spaziali e di contribuire alla comprensione e alla quantificazione delle condizioni delle foreste.

Pertanto, gli obiettivi principali delle analisi fogliari in LIFE MODERn (NEC) sono i) la quantificazione delle concentrazioni medie degli elementi e ii) l'individuazione delle tendenze temporali delle concentrazioni medie degli elementi nutritivi.

Campionamento e analisi fogliare

– *Periodi consigliati per il prelievo*

Specie decidue: durante la seconda metà della stagione vegetativa, prima della senescenza (foglie dell'anno); periodo ottimale: 15 luglio - 15 agosto (a seconda degli anni: accettabile fino al 31 agosto - 15 settembre).

Conifere sempreverdi: durante il periodo di dormienza (autunno-inverno). Foglie dell'anno e di quello precedente; periodo ottimale: 15 ottobre - 15 dicembre (prima di nevicata/gelate)

Leccio (*Quercus ilex*): da definire a livello europeo; periodo proposto: 1 luglio - 15 agosto (novembre - dicembre).

– *Procedura di campo*

Il prelievo delle foglie di piena luce viene effettuato utilizzando le tecniche e attrezzature di tree-climbing. L'ascesa in chioma dell'operatore è ormai stata ritenuta necessaria perché le altre metodologie condotte da terra non assicurano il prelievo di foglie di piena luce. La corda viene posizionata sull'albero lanciando un pesetto legato ad un sagolino su di un ramo adeguatamente dimensionato per reggere il peso dell'operatore.

Tramite il sagolino si porta su la corda che sosterrà altre due corde (una di servizio ed una di sicurezza) e le attrezzature necessarie all'ascesa.

Una volta in chioma l'operatore preleva, mediante uno sveltatoio, 4 rametti nelle direzioni dei 4 punti cardinali e ridiscende.



Figura 1 - L'attrezzatura di ascesa (esistono diverse metodologie legalmente approvate e diversi attrezzi omologati all'uso).

Le foglie vengono poi staccate dai rametti, riposte in buste di carta forate e portate in laboratorio per le successive analisi.

– Procedura di laboratorio

La determinazione della massa secca viene effettuata su un subcampione di 100 foglie o 1.000 aghi mediante essiccazione in stufa a 105 °C necessaria a standardizzare e rendere confrontabili i risultati ottenuti.

Per le analisi degli elementi nutritivi, i campioni devono essere lavati con acqua distillata ed essiccati in forno. L'essiccazione deve avvenire a 70 °C per almeno 24 ore e comunque fino al raggiungimento di un peso costante.

I campioni secchi devono essere poi macinati per ottenere una polvere fine e omogenea che passerà ai processi successivi: la mineralizzazione e l'analisi.

I metodi raccomandati per la mineralizzazione e l'analisi sono riportati nella tabella seguente:

Elemento	Tipo di mineralizzazione	Tipo di analisi
S, Mg, K, Ca, P	Digestione acida in microonde	ICP Plasma/Assorbimento atomico
C, N	Analisi su tal quale	Elemental-analyzer

BIBLIOGRAFIA

Wright, I.J., Westoby, M. 2003. Nutrient concentration, resorption and lifespan: leaf traits of Australian sclerophyll species. *Funct. Ecol.*, vol.17, 10-19.

Trémolières, M., Schnitzler, A., Sánchez-Pérez, J.M., Schmitt, D. Changes in foliar nutrient content and resorption in *Fraxinus excelsior* L., *Ulmus minor* Mill. and *Clematis vitalba* L. after prevention of floods. *Ann. For. Sci.* 1999, vol. 56, 641-650.

Teglia Alessandra, Di Baccio Daniela, Matteucci Giorgio, Scartazza Andrea, De Cinti Bruno Mazzenga Francesco, Ravaioli Dario, Muzzi Enrico, Marcolini Graziella and Magnani Federico. 2022. Effects of Simulated Nitrogen Deposition on the Nutritional and Physiological Status of Beech Forests at Two Climatic Contrasting Sites in Italy. Available at SSRN: <https://ssrn.com/abstract=3995257> or <http://dx.doi.org/10.2139/ssrn.3995257>.

Nussbaumer A, Gessler A, Benham S, de Cinti B, Etzold S, Ingerslev M, Jacob F, Lebourgeois F, Levanić T, Marjanović H, Nicolas M, Ostrogović Sever MZ, Priwitzer T, Rautio P, Roskams P, Sanders TGM, Schmitt M, Šrámek V, Thimonier A, Ukonmaanaho L, Verstraeten A, Vesterdal L, Wagner M, Waldner P and Rigling A. 2021. Contrasting Resource Dynamics in Mast Years for European Beech and Oak—A Continental Scale Analysis. *Front. For. Glob. Change* 4:689836. doi: 10.3389/ffgc.2021.689836 (PDF) Contrasting Resource Dynamics in Mast Years for European Beech and Oak—A Continental Scale Analysis. Available from: https://www.researchgate.net/publication/353184716_Contrasting_Resource_Dynamics_in_Mast_Years_for_European_Beech_and_Oak-A_Continental_Scale_Analysis#fullTextFileContent [accessed Jun 29 2022].

Bruno De Cinti, Marco Bascietto, Ermenegildo Magnani, Giorgio Matteucci. 2013. Nutrienti fogliari nelle foreste italiane: risultati dal monitoraggio 1995-2009 nei siti della rete CONECOFOR. *Forest@* 10: 113-121.

Alifragis D, Smiris P, Maris F, Kavadias V, Konstantinidou E, Stamou N. 2001. The effect of stand age on the accumulation of nutrient in the aboveground components of an Aleppo pine ecosystem. *Forest Ecology and Management* 141: 259-269. - doi: 10.1016/S0378-1127(00)00334-0.

Linder S. 1995. Foliar analysis for detecting and correcting nutrient imbalances in Norway spruce. *Ecological Bulletin* 44: 178-190.

Dusquenay A, Dupouey JL, Clement A, Ulrich E, Le Taon F. 2000. Spatial and temporal variability of foliar mineral concentration in beech (*Fagus sylvatica*) stands in northeastern France. *Tree Physiology* 20: 13-22. - doi: 10.1093/treephys/20.1.13.

Rautio P, Fürst A, Stefan K, Raitio H, Bartels U. 2020. ICP Forests Expert Panel on Foliage and Litterfall Part XII: Sampling and Analysis of Needles and Leaves. Version 2020-3. In: UNECE ICP Forests Programme Co-ordinating Centre (ed.): Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests. Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, Germany, 16 p. + Annex [<http://www.icp-forests.org/Manual.htm>].

Liisa Ukonmaanaho, Päivi Merilä, Pekka Nöjd and Tina M. Nieminen. 2008. Litterfall production and nutrient return to the forest floor in scots pine and norway spruce stands in Finland. *Boreal environment research* 13 (suppl. B): 67–91 © 2008 issn 1239-6095 (print) issn 1797-2469 (online).

Mathieu Jonard, Alfred Furst, Arne Verstraeten, Anne Thimonier, Volkmar Timmermann, Nenad Potocic, Peter Waldner, Sue Benham, Karin Hansen, Paivi Merila, Quentin Ponette, Ana C De La Cruz,

Peter Roskams, Manuel Nicolas, Luc Croisé, Morten Ingerslev, Giorgio Matteucci, Bruno De Cinti, Marco Bascietto and Pasi Rautio. 2014. Tree mineral nutrition is deteriorating in Europe. *Global Change Biology*, doi: 10.1111/gcb.12657.

Vacek, S., Hůnová, I., Vacek, Z., Hejčmanová, P., Podrázský, V., Král, J., ... & Moser, W. K. (2015). Effects of air pollution and climatic factors on Norway spruce forests in the Orlické hory Mts. (Czech Republic), 1979–2014. *European Journal of Forest Research*, 134, 1127-1142.



1.3.4. Fenologia

Procedure per il rilievo della fenologia degli alberi

Procedures for assessing the tree phenology

Martina Pollastrini e Filippo Bussotti

Corresponding author: Martina Pollastrini (martina.pollastrini@unifi.it)

**Università degli Studi di Firenze - Dipartimento di Scienze e Tecnologie
Agro-Alimentari, Ambientali e Forestali (DAGRI)**

Piazzale delle Cascine 18, 50144 Firenze (Italia)

1. Introduzione

La conoscenza dell'insorgere e della durata degli eventi fenologici e danneggiamenti fornisce informazioni preziose per spiegare le reali condizioni degli alberi. I cambiamenti nella tempistica di tali eventi possono essere causati da fluttuazioni e cambiamenti climatici, ma anche da altri impatti ambientali come l'inquinamento atmosferico. Tali cambiamenti non riguardano solo le condizioni degli alberi, ma anche i processi ecologici a livello di popolamento e paesaggio.

I dati fenologici, nonché quelli relativi ad eventi biotici e abiotici sono necessari per valutazioni integrate di diversi aspetti relativi alle aree di monitoraggio, in relazione a parametri meteorologici, alle condizioni della chioma, deposizioni, incrementi ecc.

2. Scopi e applicazione

La fenologia degli alberi forestali è definita come l'osservazione e la registrazione sistematica dei seguenti aspetti:

- fasi di sviluppo ricorrenti degli alberi forestali nel corso dell'anno;
- eventi e fenomeni biotici e abiotici emergenti.

3. Obiettivi

L'obiettivo principale delle osservazioni fenologiche è quello di fornire informazioni supplementari e complementari sullo stato e sull'evoluzione delle condizioni degli alberi durante l'anno. I dati ottenuti contribuiranno essenzialmente a stimare l'effetto del cambiamento climatico sugli ecosistemi forestali, perché consentiranno di:

- determinare l'andamento delle fasi di sviluppo annuale degli alberi nelle aree di monitoraggio e la loro dipendenza dalle condizioni meteorologiche e del sito, compresi gli eventi dannosi;
- documentare e spiegare possibili cambiamenti nella tempistica di queste fasi in relazione a fattori ambientali di origine naturale e/o antropica come l'inquinamento atmosferico e il cambiamento climatico;
- utilizzare questa conoscenza nell'interpretazione dei cambiamenti osservati nella condizione dell'albero (ad es. condizione della chioma, crescita, stato nutrizionale).

4. Localizzazione delle misure e campionamenti

Le osservazioni fenologiche devono essere effettuate nell'area di saggio e/o sulla zona tampone delle aree di saggio. Viene considerata la specie principale di ogni area (MTS = Main Tree Species). Nel caso di aree miste possono essere considerate le specie prevalenti. Le osservazioni fenologiche devono attenersi al terzo superiore della chioma dell'albero.

4.1. Selezione degli alberi campione

Gli alberi da valutare devono essere selezionati tra quelli sui quali vengono effettuate le valutazioni della condizione della chioma e che sono stati selezionati per la misurazione della crescita continua (girthbands). Tuttavia, è necessaria una buona visibilità della parte superiore della chioma degli alberi. Se questa condizione si verifica in un numero insufficiente di alberi nell'area, sarà necessario integrare il campione con piante che crescono nella buffer zone. In questo caso:

- gli alberi dovranno essere dominanti o codominanti;
- dovranno essere preferiti gli alberi su cui è effettuata la misurazione continua o periodica di DBH e altezza;
- gli alberi selezionati per il campionamento e l'analisi di foglie/aghi non devono essere inclusi.

Devono essere selezionati almeno 10 alberi per ognuna delle specie principali dell'area di saggio. Tutti gli alberi dovranno essere numerati. Se sono già numerati (ad esempio per la condizione della chioma o la valutazione dell'incremento), devono essere utilizzati questi numeri. Se non c'è un numero, viene assegnato un nuovo numero che inizia con una "M". Non usare numeri già esistenti nel plot.

4.2. Equipaggiamento

Le valutazioni fenologiche vengono effettuate tramite il binocolo.

4.3. Raccolta, trasporto e conservazione dei campioni

Non è prevista la raccolta di campioni. Nel caso dei danni, campioni possono essere raccolti per il successivo riconoscimento. Nei limiti del possibile, si richiede che ogni evento all'interno dell'area (fase fenologica, danno) venga documentato per mezzo di foto.

5. Valutazioni

Le osservazioni riguardano gli eventi fenologici e i danni, secondo la seguente codifica (Tabella 1: è indicato ciò che deve essere valutato sulle specie caducifoglie e sulle sempreverdi).

Tabella 1 - Eventi da valutare

<i>Codice</i>	<i>Descrizione dell'evento</i>	<i>Caducifoglie</i>	<i>Sempreverdi</i>
1	Germogliamento	X	X
2	Viraggio di colore autunnale	X	
3	Caduta di aghi e foglie	X	
4	Danni alle foglie o alla chioma	X	X
5	Altri danni	X	X
6	Germogliamento secondario	X	X
7	Fioritura	X	X
8	Fruttificazione	X	X

5.1. Germogliamento

Si intende come inizio del germogliamento la schiusura delle gemme con l'apparizione delle prime foglioline verdi. Il semplice rigonfiamento delle gemme non è considerato germogliamento.

Si intende come fine del germogliamento la completa distensione fogliare con il riempimento della chioma.

Le caselle relative al germogliamento devono essere riempite solo nel periodo in cui questo fenomeno viene rilevato.

L'inizio e la fine dei rilievi sul germogliamento possono essere anticipati o ritardati in base alle condizioni climatiche locali. In ogni caso i rilievi devono iniziare prima della schiusura delle gemme e devono finire quando le foglie sono completamente distese.

5.2. Viraggio di colore

Si intende come inizio del viraggio di colore il primo apparire degli ingiallimenti che conducono all'abscissione fogliare. Non si considera viraggio l'eventuale ingiallimento / disseccamento prodotto dall'aridità estiva. Questi casi sono considerati come "Danni alle foglie e alla chioma". Si raccomanda di usare le note.

Nel caso non sia possibile distinguere i due fenomeni (cioè, quando l'aridità estiva porta direttamente al viraggio autunnale), si deve segnalare questo comportamento nelle note.

Si intende come fine del viraggio l'assenza di foglie completamente verdi (foglie parzialmente invertite si considerano nel viraggio).

Le caselle relative al viraggio devono essere riempite solo nel periodo in cui questo fenomeno viene rilevato.

Il viraggio viene rilevato solo nelle aree a latifoglie decidue.

L'inizio e la fine dei rilievi sul viraggio possono essere anticipati o ritardati in base alle condizioni climatiche locali. In ogni caso i rilievi devono iniziare quando le foglie sono ancora verdi e devono finire quando le foglie sono completamente ingiallite.

5.3. Caduta delle foglie

Si intende come inizio della caduta fogliare, la perdita delle prime foglie che segue o accompagna i processi di senescenza. Si intende come fine della caduta il completo disseccamento delle foglie, anche se queste sono ancora presenti sulla chioma. Non si considera l'eventuale caduta prodotta dall'aridità estiva e/o dall'attività di agenti patogeni e eventi meteorici. Questi casi sono considerati come "Danni alle foglie e alla chioma". Si raccomanda di usare le note.

La caduta viene rilevata solo nelle aree a latifoglie decidue.

I rilievi relativi alla caduta devono essere di regola eseguiti contestualmente insieme a quelli relativi al viraggio.

5.4. Danni alle foglie e alla chioma

I danni alle foglie ed alla chioma riguardano tutti gli eventi che si verificano a carico del fogliame e dei rametti. I danni alle foglie includono gli eventi di cambiamento di colore e/o abscissione precoce delle foglie causati da agenti biotici o ambientali. La percentuale di piante interessate da danni alla chioma deve essere segnalata per tutto il tempo in cui questi danni sono visibili.

L'agente di danno, invece, deve essere indicato, attraverso gli opportuni codici descritti nel manuale per la valutazione delle chiome. La Tabella 2 riporta le grandi categorie di danno. Quando possibile si raccomanda di usare i codici più specifici sempre riportati nel manuale sulle chiome. Nel caso di dubbio, si segnala 999 alla causa, si descrive nelle note la sintomatologia riscontrata seguendo le casistiche contenute nel manuale per la valutazione delle chiome.

Non usare genericamente la dizione danni biotici o abiotici, ma segnalare categorie generiche o agenti di danno con le rispettive codifiche del manuale per la valutazione delle chiome. Nel caso siano presenti più tipi di danni ritenuti significativi si segnalano tutti con gli appositi codici relativi alle cause di danno possibilmente in ordine decrescente di importanza.

Tabella 2 - Codici delle categorie di danno (dal manuale per la valutazione delle chiome)

Categorie degli agenti causali	Code
Pascolo e selvaggina	100
Insetti	200
Funghi	300
Agenti abiotici	400
Azione diretta dell'uomo	500
Fuoco	600
Inquinanti atmosferici	700
Altri fattori	800
<i>Fattori investigati ma non identificati</i>	<i>999</i>

I danni vanno riportati solo nel momento della loro comparsa, nonché quando si rilevano variazioni nelle classi di diffusione delle piante interessate dallo stesso o da nuovi agenti di danno. Nuovi agenti di danno vanno comunque segnalati anche se non comportano variazioni della classe di diffusione. Se i danni si riducono o scompaiono nel corso della stagione, si raccomanda di specificarne il motivo (per es. nel caso che le foglie danneggiate siano cadute precocemente).

Nota per le piante sempreverdi

L'inizio dei rilievi deve avvenire quando la chioma è formata solo da foglie dell'anno precedente. Nel primo rilievo viene riportato lo stato della chioma vecchia. Dal momento in cui le piante entrano in vegetazione si segnala solo il danno sulle nuove foglie; indicare nelle note il momento in cui inizia a segnalare questo nuovo danno. Qualora si verificassero avvenimenti di rilievo a carico delle foglie degli anni precedenti, tali avvenimenti si segnalano nelle note.

5.5. Altri danni

La voce "Altri danni" comprende: stroncature sulla ramificazione; danni al fusto per carie, fulmini ecc.; stroncature del fusto; ribaltamenti; scopertura delle radici ecc. Fanno parte di questi danni anche tutti i disseccamenti di rami che non siano dell'anno in corso. Si tratta pertanto di eventi che caratterizzano l'area in maniera permanente. Nei confronti di questo tipo di danni (alla ramificazione principale e secondaria, al fusto e alle radici), è richiesta una descrizione dettagliata delle condizioni delle piante dell'area all'inizio di ogni anno. Alle date successive, andranno segnalati solo gli eventi che concorrono a modificare le condizioni di partenza, e solo alla data in cui questi si verificano.

5.6. Germogliamento secondario

Con il termine di "germogliamento secondario" si intendono tutti quegli eventi che comportano l'emissione di foglie nuove al di fuori del normale periodo di germogliamento. In particolare, si distinguono

due eventi: i getti prolettici (getti di San Giovanni, Lamma shoots) ed il rinnovamento della chioma a seguito di defogliazione dovute ad attacchi di insetti o altri fattori. Il germogliamento secondario viene segnalato dalla prima schiusura delle gemme, e fino a che le foglie di nuova emissione non siano completamente distese.

5.7. Fioritura

Nelle normali condizioni si prende in considerazione solo fioritura maschile. La fioritura ha inizio con la prima apparizione dei fiori (o microsporofilli, ossia i conetti maschili, nelle aree a conifere), e termina con la dispersione del polline ed il disseccamento dei fiori maschili (o dei microsporofilli). La fioritura è considerata conclusa anche se residui di fiori maschili sono ancora presenti sulla chioma. Eventuali fioriture autunnali sulle sempreverdi sono comunque da segnalare.

5.8. Fruttificazione

La fruttificazione viene valutata dal momento in cui diventa visibile fino alla piena maturazione e caduta dei frutti stessi.

6. Tempistica e frequenza delle osservazioni

Il rilevamento viene effettuato preferibilmente nello stesso giorno in cui vengono svolte le altre indagini, con particolare riferimento alla raccolta delle deposizioni atmosferiche (cioè il martedì).

La frequenza delle osservazioni varia a seconda dell'evento e della specie, e va da una volta alla settimana nelle fasi attive a una volta al mese in quelle di riposo. Tuttavia, i periodi indicati possono subire variazioni in base alle condizioni climatiche locali. Non è richiesto che un evento venga valutato al di fuori del periodo prefissato (per es., il germogliamento non viene valutato in autunno).

7. Punteggi

Il sistema di punteggio è basato sulla porzione percentuale di chioma (intesa come quantità di gemme / aghi / foglie) interessata all'evento. Pertanto, se il 20% di tutte le gemme di un albero si trova nella fase indicata come "germogliamento" e un altro 30% di tutte le gemme ha superato questa fase e sono visibili le foglie, ciò significa che complessivamente il 50% della chioma è interessata all'evento e deve essere riportato il punteggio 3. Per la fioritura, la fruttificazione e il danno è sufficiente segnalare la loro assenza o presenza. Se possibile, anche l'intensità della fioritura e della fruttificazione deve essere stimata e riportata come punteggio da 7.1 a 7.3. Per il viraggio di colore delle foglie, la quantità da valutare è la percentuale dell'area fogliare totale (comprese le foglie che sono già cadute) interessata (cioè, che non è più verde).

Il sistema di punteggio è riassunto nelle tabelle 3-7. La scheda di rilievo è in Allegato 1.

Tabella 3 - Punteggio dell'evento (ad eccezione di fioritura, fruttificazione e danni)

<i>Codice</i>	<i>Descrizione</i>	<i>Quantificazione</i>
1	± non presente	<1%
2	scarso	1 – 33%
3	Moderato	>33 – 66%
4	Abbondante	>66 – 99%
5	Completo	>99%

Tabella 4 - Punteggio dell'evento: fioritura, fruttificazione e danni

<i>Codice</i>	<i>Descrizione</i>
6	fioritura / fruttificazione / danno / assenti
7	fioritura / fruttificazione / danno / presenti
7.1	fioritura / fruttificazione sparsa
7.2	fioritura / fruttificazione moderata
7.3	fioritura / fruttificazione abbondante (pasciona)

Tabella 5 - Parte della chioma osservata

<i>Codice</i>	<i>Descrizione</i>
1	Parte superiore della chioma
2	Parte mediana della chioma
3	Parte alta e mediana della chioma
4	Tutta la chioma
5	Tutta la chioma inclusi rami isolati

Tabella 6. Lato della chioma osservata

<i>Codice</i>	<i>Descrizione</i>
1	Nord
2	Nord-Est
3	Est
4	Sud-Est
5	Sud
6	Sud-Ovest
7	Ovest
8	Nord-Ovest
9	Tutti i lati

Tabella 7. Punto di osservazione

<i>Codice</i>	<i>Descrizione</i>
1	Dal basso
2	Al livello della chioma
3	Dall'alto

8. Quality Assurance e Quality Control

Una fotoguida con le fasi fenologiche delle varie specie è disponibile al seguente indirizzo: (http://icp-forests.org/documentation/Annex/Pheno_phases.html). In Allegato 2 è disponibile ulteriore documentazione.

Per i codici delle specie e degli agenti di danno, si fa riferimento al manuale per la valutazione delle chiome.

BIBLIOGRAFIA

Raspe S, Fleck S, Beuker E, Bastrup-Birk A, Preuksler T, 2020: Part VI: Phenological Observations. Version 2020-3. In: UNECE ICP Forests Programme Co-ordinating Centre (ed.): Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests. Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, Germany, 14 p. + Annex [<http://www.icp-forests.org/Manual.htm>] ISBN: 978-3-86576-162-0.

Urša Vilhar, Egbert Beuker, Toshie Mizunuma, Mitja Skudnik, François Lebourgeois, Kamel Soudani and Matthew Wilkinson, Tree Phenology. In Marco Ferretti and Richard Fischer, editors: Developments in Environmental Science, Vol. 12, Amsterdam, The Netherlands, 2013, pp. 169-182. ISBN: 978-0-08-098222-9.

LIFE MODERN (NEC)

Codice Nazione

Area di saggio

Operatore

Dati sulle piante

259

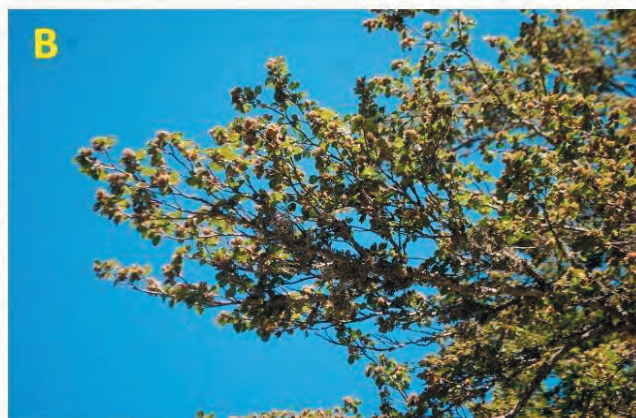
ALLEGATO 2 – DOCUMENTAZIONE FOTOGRAFICA



Fagus sylvatica – A. Gemme ancora chiuse. B-C. Schiusura delle gemme e sviluppo delle foglie



Fagus sylvatica – A-B. Fioritura maschile



Fagus sylvatica – A-B. Abbondante fruttificazione



Quercus decidua – A. Gemme in schiusura. B-C. Germogliamento e sviluppo delle foglie



Quercus decidua – A-B. Fioritura maschile



Quercus ilex – A-B. Fioritura maschile



1.3.5. Contenuto e fluorescenza della clorofilla

Metodi per determinare il contenuto e la fluorescenza della clorofilla

Methods for determining the content and fluorescence of chlorophyll

Filippo Bussotti e Martina Pollastrini

Corresponding author: Martina Pollastrini (martina.pollastrini@unifi.it)

**Università degli Studi di Firenze - Dipartimento di Scienze
e Tecnologie Agro-Alimentari, Ambientali e Forestali (DAGRI)**

Piazzale delle Cascine 18, 50144 Firenze (Italia)

1. Introduzione

Il contenuto di clorofilla, insieme all'efficienza dei fotosistemi, sono indicatori della vitalità della pianta, e danno un quadro completo dello stato generale di un organismo fotosintetico. Il contenuto e la fluorescenza della clorofilla possono essere misurati in campo con metodi non distruttivi, con clorofillometri e fluorimetri commerciali. I parametri valutati danno informazioni sulla “potenziale” efficienza fotosintetica, ma non sulla “reale” prestazione fotosintetica, quindi le connessioni con la fotosintesi netta (P_n) sono elusive, ma non da escludere.

La fluorescenza della clorofilla (ChlF) è un meccanismo di dissipazione dell'energia (de-eccitazione non fotochimica) negli organismi fotosintetici. La ChlF viene valutata in campo nella forma “attiva”, cioè emessa da foglie adattate al buio e sottoposte ad una luce saturante (attinica).

L'analisi di ChlF in campioni adattati al buio permette di misurare l'emissione di fluorescenza minima (F_0) e massima (F_M). Questa misurazione richiede meno di 1s. La cinetica dell'emissione di ChlF tra F_0 e F_M , rappresentata graficamente dal transient di ChlF, viene analizzata mediante il cosiddetto JIP test che consente di determinare una costellazione di parametri dipendenti dal tempo (Strasser et al., 2000; 2004; Tsimilli-Michael e Strasser, 2008).

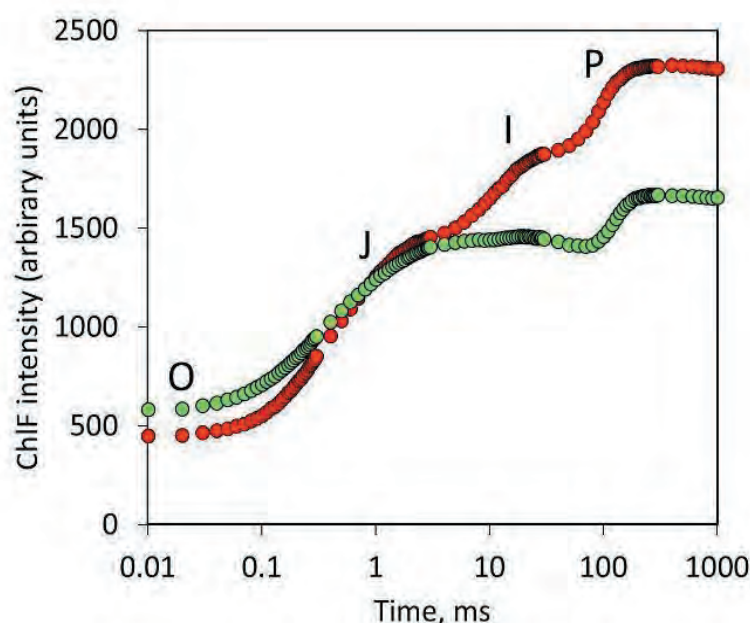


Figura 1 - Esempi di transient OJIP per piante non stressate (rosse) e stressate (verdi). Le curve OJIP sono indotte da un breve impulso (1 s di durata) di luce rossa saturante (650 nm). Tracciati su una scala temporale logaritmica, i transient di ChlF mostrano un andamento polifasico. “O” si riferisce al livello di fluorescenza iniziale (F_0); J (da 2 a 3 ms), I (30 ms) e P (500-800 ms - 1 s) sono, rispettivamente, i livelli intermedi e di picco dell'emissione di fluorescenza. Quest'ultimo indica l'intensità di fluorescenza (F_M) massima quando la luce saturante viene applicata alla foglia.

2. Scopo e applicazione

La misura dei parametri di ChlF e della cinetica di emissione di ChlF possono fornire utili informazioni sullo stato e sul funzionamento dell'apparato fotosintetico, con particolare attenzione ai fotosistemi (PSII e PSI). ChlF è una tecnica ampiamente applicata per valutare le risposte delle piante ai fattori ambientali. Ci sono due principali approcci: la fluorescenza modulata (pulse amplitude modulated,

PAM) e la fluorescenza diretta (prompt fluorescence, PF). La fluorescenza modulata si basa sulla misurazione dell'emissione di fluorescenza da parte di campioni esposti alla luce; la fluorescenza diretta viene applicata su campioni adattati al buio. Allo scopo del monitoraggio delle condizioni fisiologiche degli alberi, da svolgersi in condizioni di campo, si ritiene che l'uso della fluorescenza diretta sia più idoneo perché questa tecnica consente di ottenere numerose misure in poco tempo. Inoltre, i relativi fluorimetri hanno un costo minore rispetto a quelli impiegati per la fluorescenza modulata.

3. Obiettivi

Nel contesto del programma di monitoraggio ICP Forests si raccomanda la valutazione del contenuto di clorofilla e della fluorescenza per determinare il possibile impatto fisiologico delle condizioni ambientali e degli eventi climatici, nonché per esplorare le possibili relazioni con il deterioramento delle condizioni della chioma e della nutrizione fogliare.

4. Localizzazione dei campionamenti e delle misure

La misura dei parametri relativi alla clorofilla (contenuto e fluorescenza) può essere effettuata nelle stesse aree e nei medesimi tempi di campionamento dell'azione sui nutrienti fogliari.

5. Campionamento e misure

5.1. Campionamento

- Il periodo di campionamento coincide con quello relativo ai nutrienti fogliari, ed è compreso tra metà giugno e metà agosto di ogni anno, in presenza di foglie mature e prima dell'inizio della senescenza fogliare.
- Il campionamento fogliare può essere effettuato mediante tree climber o sveltatoi, in funzione dell'altezza degli alberi, della struttura del popolamento e delle condizioni operative di ciascun sito forestale. I rami lunghi 40-50 cm con foglie attaccate sono prelevati nella porzione superiore, cioè, parte più esposta al sole della chioma.

5.2. Misura

- Le misure sono effettuate su almeno 15-20 foglie per albero. Le foglie devono essere rappresentative delle condizioni generali della chioma, per quanto riguarda la presenza di decolorazioni o sintomi fogliari.
- Per le sempreverdi potranno essere misurati separatamente le foglie o gli aghi di differente età, dando comunque la priorità a quelle dell'anno in corso.
- Il contenuto di clorofilla viene misurato immediatamente dopo il campionamento.
- Per la misura della fluorescenza, i rami tagliati devono essere immediatamente posti in sacchetti di plastica ermetici e umidificati per evitare la disidratazione. I sacchetti con i campioni vengono poi riposti in scatole isotermitiche mantenendo i campioni a temperatura costante. In tal modo i campioni vengono adattati al buio per un periodo abbastanza lungo (4-5 ore) in modo da poter rimuovere sia le componenti dinamiche che quelle croniche della fotoinibizione. Con un adattamento al buio sufficientemente lungo è possibile confrontare campioni raccolti in momenti diversi del giorno.
- La misura della fluorescenza può essere effettuata al termine della giornata di campionamento, in camera oscura.
- Gli aghi di conifere devono essere raggruppati per riempire il foro delle clip.

5.3. Strumenti consigliati

Misuratori di clorofilla

SPAD-502 (Konica Minolta, Japan)
CL-01 Chlorophyll Content System (Hansatech Ltd., Norfolk, UK)
CCM-200 plus and CCM-300 (ADC)
atLEAF CHL chlorophyll meter (FT Green LLC®, USA)
Dualex® and Multiplex® (Force-a, Paris, France).

Fluorimetri

HandyPea (Hansatech Ltd., Norfolk, UK)
PocketPea (Hansatech Ltd., Norfolk, UK)
FluorPen (Photon System Instruments, Drásov, Czech Republic)
MiniPAM (Walz, GmbH, Effeltrich Germany) (only for Fv/Fm).

Setting consigliati per HandyPea, ai fini del monitoraggio:

Durata della misura: 1s
Intensità: 3000
Gain: 0.75.

5.4. Parametri

Contenuto di clorofilla

Il contenuto di clorofilla viene valutata secondo una scala di unità arbitrarie (che può essere diversa nei vari strumenti) proporzionale al contenuto di clorofilla. La misura ottenuta è considerata anche un proxy del contenuto di azoto.

Fluorescenza della clorofilla

L'intensità dell'emissione della fluorescenza è misurata per mezzo di unità arbitrarie, che dipendono da vari fattori tecnici e dal settaggio degli strumenti.

Il parametro più affidabile, stabile e comparabile attraverso i differenti strumenti, metodi di misura e condizioni tecniche è:

- $F_v/F_m = [F_m - F_0] / F_m$
- F_v/F_m esprime la resa quantica massima del campione adattato al buio, ovvero la capacità massima del PSII di intrappolare i fotoni. F_v/F_m è un parametro universalmente riconosciuto, ed è acquisibile con tutti gli strumenti proposti.

Altri parametri sono connessi alle varie fasi relativi alla cattura ed al trasporto degli elettroni attraverso la ETC (Electron Transport Chain): efficienza del complesso di scissione dell'acqua di alimentare l'ETC, dissipazione dell'energia attraverso calore, trasporto degli elettroni, dal PSII al PSI, trasporto dal PSI agli accettori finali, efficienza complessiva del sistema. Ciascuna di questa fase può essere collegata ad uno specifico fattore di stress, quindi un'analisi completa, quando possibile, può essere molto informativa sullo stato generale dell'albero e dei suoi rapporti con i fattori ambientali.

Alcuni dei principali parametri, di fluorescenza diretta (PF - JIP test) e modulata (MF) sono elencati nell'allegato 1, e possono essere acquisiti per finalità specifiche.

5.5. *Quality Assurance*

Contenuto di clorofilla

I misuratori di clorofilla sono “autocalibrati” e non necessitano controlli da parte dei produttori prima delle campagne di monitoraggio.

Se vengono usati differenti strumenti, e strumenti di tipo diverso, è utile effettuare delle sessioni di intercalibrazione per armonizzare le scale di misura.

Fluorescenza della clorofilla

I fluorimetri devono essere calibrati dal produttore prima di qualsiasi campagna sul campo.

Si consiglia di disporre di un "team di riferimento" e sessioni congiunte di intercalibrazione tra gli operatori.

6. Gestione dei dati

Dopo il controllo del dataset per eliminare i dati errati (curve anomale) e le misure fallite, i valori dei parametri, espressi come media per albero, vengono organizzati in fogli Excel con le seguenti informazioni:

- Paese.
- Area di monitoraggio.
- Data.
- Strumento.
- Durata dell’adattamento al buio.
- Specie.
- Numero dell’albero.
- Età della foglia (nelle sempreverdi).

Si consiglia inoltre di fornire i dati grezzi, così come vengono scaricati dallo strumento (un file per albero, unitamente alle informazioni sopra elencate), in modo da poter calcolare altri parametri.

BIBLIOGRAFIA

Fluorescenza della clorofilla

Testi di carattere generale

Bussotti F., Kalaji M.H., Desotgiu R., Pollastrini M., Łoboda T., Bosa K., 2012. Misurare la vitalità delle piante per mezzo della fluorescenza della clorofilla. Strumenti per la Didattica e la Ricerca, 137. Firenze University Press (Firenze, Italia). Pp. 132. ISBN: 978-88-6655-215-4 (Manuale in italiano: reperibile su: https://media.fupress.com/files/pdf/24/2426/2426_24205).

Papageorgiou GC, Govindjee, eds. 2000. Advances in photosynthesis and respiration series. Chlorophyll fluorescence: a signature of photosynthesis. Dordrecht, the Netherlands: Springer.

DeEll J.R., Toivonen P.M.A., 2003. Practical Applications of Chlorophyll Fluorescence in Plant Biology. Kluwer Academic Publishers, Boston, USA. Pp. 259.

Kalaji M.H., Goltsev V.N., Zuk-Golaszewska K., Zivcak M., Brestic M., 2017. Chlorophyll Fluorescence. Understanding Crop Performance – Basics and Applications. CRC Press – Taylor & Francis Group. Boca Raton, FL, USA. Pp. 222.

Baker NR, Rosenqvist E. 2004. Applications of chlorophyll fluorescence can improve crop production strategies: examination of future possibilities. Journal of Experimental Botany 55: 1607–1621.

Kalaji H.M., Schansker G., Brestic M., Bussotti F., Calatayud A., Ferroni L., Goltsev V., Guidi L., Jajoo A., Li P., Losciale P., Mishra V.K., Misra A.N., Nebauer S.G., Pancaldi S., Penella C., Pollastrini M., Suresh K., Tambussi E., Yanniccari M., Zivcak M., Cetner M.D., Samborska I.A., Stirbet A., Olsowska K., Kunderlikova K., Shelonzek H., Rusinowski S., Bąba W., 2017. Frequently asked questions about chlorophyll fluorescence, the sequel. Photosynthesis Research 132:13–66.

Kalaji H.M., Schansker G., Ladle R.J., Goltsev V., Bosa K., Allakhverdiev S.I., Brestic M., Bussotti F., Calatayud A., Dąbrowski P., Elsheery N.I., Ferroni L., Guidi L., Hogewoning S.W., Jajoo A., Misra A.N., Nebauer S.G., Pancaldi S., Penella C., Poli D.B., Pollastrini M., Romanowska-Duda Z.B., Rutkowska B., Serôdio J., Suresh K., Szulc W., Tambussi E., Yanniccari M., Zivcak M., 2014. Frequently Asked Questions about chlorophyll fluorescence: practical issues. Photosynthesis Research. 122:121–158. DOI 10.1007/s11120-014-0024-6.

Krause GH, Weis E. 1991. Chlorophyll fluorescence and photosynthesis. The basics. Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology 42: 313–349.

Maxwell C, Johnson GN. 2000. Chlorophyll fluorescence – a practical guide. Journal of Experimental Botany 51: 659–668.

Murchie EH, Lawson T. 2013. Chlorophyll fluorescence analysis: a guide to good practice and understanding some new applications. Journal of Experimental Botany 64: 3983–3998.

JIP test

Strasser RJ, Srivastava A, Tsimilli-Michael M. 2000. The fluorescence transient as a tool to characterize and screen photosynthetic samples. In: Yunus M, Pathre U, Mohanty P, eds. Probing photosynthesis: mechanisms, regulation and adaptation. London, UK: Taylor & Francis, 445–483.

Strasser RJ, Tsimilli-Michael M, Srivastava A. 2004. Analysis of the fluorescence transient. In: Papageorgiou GC, Govindjee, eds. Advances in photosynthesis and respiration series. Chlorophyll fluorescence: a signature of photosynthesis. Dordrecht, the Netherlands: Springer, 321–362.

Tsimilli-Michael M, Strasser RJ. 2008. Experimental resolution and theoretical complexity determine

the amount of information extractable from the chlorophyll fluorescence transient OJIP. In: Allen JF, Gantt E, Golbeck JH, Osmond B, eds. *Photosynthesis: energy from the Sun*. 14th International.

Bussotti F., Gerosa G., Digrado A., Pollastrini M., 2020. Selection of chlorophyll fluorescence parameters as indicators of photosynthetic efficiency in large scale plant ecological studies. *Ecological Indicators* 108, 105686.

Applicazioni su alberi e foreste

Bussotti F., Pollastrini M., Cascio C., Desotgiu R., Gerosa G., Marzuoli R., Nali C., Lorenzini G., Pellegrini E., Carucci M.G., Salvatori E., Fusaro L., Piccotto M., Malaspina P., Manfredi A., Roccotello E., Toscano S., Gottardini E., Cristofori A., Fini A., Weber D., Baldassarre V., Barbanti L., Monti A., Strasser R.J., 2011. Conclusive remarks. Reliability and comparability of chlorophyll fluorescence data from several field teams. *Environmental Experimental Botany* 73, 116-119.

Pollastrini M., Holland V., Brüggemann W., Bruelheide H., Dănilă I.C., Jaroszewicz B., Valladares F., Bussotti F. (2016a). Taxonomic and ecological relevance of the chlorophyll a fluorescence signature of tree species in mixed European forests. *New Phytologist* 212 (1): 51-65.

Pollastrini M., Holland V., Brüggemann W., Bussotti F., 2016b. Chlorophyll a fluorescence analysis in forests. *Annali di Botanica (Roma)* 6: 23-37. doi: 10.4462/annbotrm-13257.

Pollastrini M., Feducci M., Bonal D., Fotelli M., Gessler A., Gossiorc C., Guyot V., Jactel H., Nguyen D., Radoglou K., Bussotti F., 2016c. Physiological significance of forest tree defoliation: results from a survey in a mixed forest in Tuscany (central Italy), 361, 170-178. doi.org/10.1016/j.foreco.2015.11.018.

Pollastrini M., Salvatori E., Fusaro L., Manes F., Marzuoli R., Gerosa G., Brüggemann W., Strasser R.J., Bussotti F., 2020. Selection of tree species for forests under climate change: is PSI functioning a better predictor for net photosynthesis and growth than PSII? *Tree Physiology* 44, 1561–1571.

Swoczyna T, Kalaji HM, Bussotti F, Mojski J and Pollastrini M., 2022. Environmental stress - what can we learn from chlorophyll a fluorescence analysis in woody plants? A review. *Front. Plant Sci.* 13:1048582. doi: 10.3389/fpls.2022.1048582.

Contenuto di clorofilla

Ling, Q., Huang, W. & Jarvis, P. Use of a SPAD-502 meter to measure leaf chlorophyll concentration in *Arabidopsis thaliana*. *Photosynth Res* 107, 209–214 (2011). <https://doi.org/10.1007/s11120-010-9606-0>.

Markwell, J., Osterman, J.C. & Mitchell, J.L. Calibration of the Minolta SPAD-502 leaf chlorophyll meter. *Photosynth Res* 46, 467–472 (1995). <https://doi.org/10.1007/BF00032301>.

Murillo-Amador B., Avila-Serrano N.Y., Garcia-Hernandez J.L., Lopez-Aguilar R., Troyo-Diequez E., and Kaya C., 2004. Relationship between a nondestructive and an extraction method for measuring chlorophyll contents in cowpea leaves. *J. Plant Nutr. Soil Sc.* 167.

Richardson, A.D., Duigan, S.P. and Berlyn, G.P. (2002), An evaluation of noninvasive methods to estimate foliar chlorophyll content. *New Phytologist*, 153: 185-194. <https://doi.org/10.1046/j.0028-646X.2001.00289.x>.

Süß, A., Danner, M., Obster, C., Locherer, M., Hank, T., Richter, K. (2015): Measuring Leaf Chlorophyll Content with the Konica Minolta SPAD-502Plus – Theory, Measurement, Problems, Interpretation. EnMAP Field Guides Technical Report, GFZ Data Services. DOI: <http://doi.org/10.2312/enmap.2015.010>.

Uchino, H., Watanabe, T., Ramu, K., Sahrawat, K.L., Marimuthu, S., Wani, S.P., Ito, O., 2013. Calibrating chlorophyll meter (SPAD-502) reading by specific leaf area for estimating leaf nitrogen concentration in sweet sorghum. *J. Plant Nutr.* 36,1640–1646.

Uddling J, Gelang-Alfredsson J, Piikki K, Pleijel H. Evaluating the relationship between leaf chlorophyll concentration and SPAD-502 chlorophyll meter readings. *Photosynth Res.* 2007 Jan;91(1):37-46. doi: 10.1007/s11120-006-9077-5. Epub 2007 Mar 7. PMID: 17342446.

ALLEGATO 1 – Principali parametri di fluorescenza diretta (PF) e modulata (MF)

Parametro di Fluorescenza	Descrizione	Prompt (PF) o Modulated (MF) fluorescence
F_0	Livello iniziale di fluorescenza in campioni adattati al buio	PF - MF
$F_L = F_{100}$	Fluorescenza a 100 μ s di illuminazione di un campione adattato al buio	PF
$F_K = F_{300}$	Fluorescenza a 300 μ s di illuminazione di un campione adattato al buio	PF
$F_J = F_{2ms}$	Fluorescenza a 2 ms di illuminazione di un campione adattato al buio	PF
$F_I = F_{30ms}$	Fluorescenza a 30 ms di illuminazione di un campione adattato al buio	PF
F_M	Fluorescenza massima dopo illuminazione di un campione adattato al buio	PF - MF
F_V	Fluorescenza variabile ($F_M - F_0$)	PF - MF
$F_V/F_M = [F_M - F_0]/F_M$	<i>Maximum quantum yield</i> (massima efficienza potenziale del PSII in un campione adattato al buio)	PF-MF
F_t	Fluorescenza variabile ad un punto t fra F_0 e F_M ($F_t - F_0$)	PF
F_0'	Fluorescenza minima di un campione adattato alla luce	MF
F_M'	Fluorescenza massima di un campione adattato alla luce	MF
$F_S = F_t$	Fluorescenza basale (steady-state) di un campione adattato alla luce	MF
$q_P = (F_M' - F_S)/(F_M' - F_0')$	<i>Photochemical quenching</i> (energia utilizzata per le reazioni fotochimiche)	MF
$q_N = 1 - (F_M' - F_0')/(F_M - F_0)$	<i>Non-photochemical quenching</i> (energia dissipata come calore)	MF
$NPQ = (F_M - F_M')/F'$	<i>Non-photochemical quenching</i> (espressione alternativa)	MF
$\Phi_{PSII} = \Delta F/F_M' = (F_M' - F_S)/F_M'$	Efficienza effettiva del PSII	MF
$ETR = \Phi_{PSII} \times PPFD \times 0.5$	<i>Electron Transport Rate</i>	MF
$V_L = (F_{150} - F_0)/(F_m - F_0)$	Fluorescenza variabile relativa a 100 μ s (Banda-L)	PF
$V_K = (F_{300} - F_0)/(F_m - F_0)$	Fluorescenza variabile relativa a 300 μ s (Banda - K)	PF
$V_J = (F_{2ms} - F_0)/(F_m - F_0)$	Fluorescenza variabile relativa a 2 ms (J-step)	PF

$V_I = (F_{30ms} - F_0)/(F_m - F_0)$	Fluorescenza variabile relativa a 30 ms (I-step)	PF
V_K / V_J	Efficienza del flusso di elettroni dal complesso di scissione dell'acqua	PF
$M_0 = 4 (F_{300} - F_0)/(F_m - F_0)$	Pendenza iniziale del transient di fluorescenza	PF
$\phi_{D0} = DI_0/ABS = F_0/F_M$	Resa quantica massima di dissipazione al livello del PSII	PF-MF
$\phi_{E0} = ET_0/ABS = (F_v/F_M) \psi_o$	Resa quantica massima per il trasporto degli elettroni al livello del PSII	PF
$\psi_o = ET_0/TR_0 = (F_m - F_{2ms})/(F_m - F_0) = 1 - V_J$	Probabilità che un elettrone entri nella ETC (catena di trasporto degli elettroni)	PF
$\delta_{R0} = RE_0/ET_0 = (F_m - F_{2ms})/(F_m - F_0)$	Probabilità che un elettrone entri nell'intersistema PSII - PSI	PF
$\psi_{RE0} = \Delta V_{IP} = \psi_{E0} \times \delta_{R0}$	Efficienza totale di trasporto fra PSII e PSI	PF
$RC/CS_0 = \phi_{P0} (V_J/M_0) (ABS/CS_0)$	Densità dei centri di reazione attivi 0	PI
$PI_{ABS} = RC/ABS \times \phi_{P0} / (1 - \phi_{P0}) \times \psi_{E0} / (1 - \psi_{E0})$	Performance Index	PF
$PI_{total} = RC/ABS \times \phi_{P0} / (1 - \phi_{P0}) \times \psi_{E0} / (1 - \psi_{E0}) \times \delta_{R0} / (1 - \delta_{R0})$	Performance Index totale	PF

2

Condizioni degli ecosistemi acquatici



2.1. Acque superficiali

Manuale per il campionamento delle acque superficiali per la valutazione di parametri chimici e biologici (diatomee e macroinvertebrati)

Surface water sampling manual for the evaluation of chemical and biological parameters (diatoms and macroinvertebrates)

Michela Rogora*, Angela Boggero, Giulia Cesarini, Riccardo Fornaroli, Paola Giacomotti, Simona Musazzi, Arianna Orru', Gabriele Tartari, Silvia Zaupa, Aldo Marchetto

**Corresponding author michela.rogora@cnr.it*

CNR Istituto di Ricerca sulle Acque, Sede di Verbania

1. Introduzione

Il monitoraggio dei parametri chimici e chimico-fisici, condotto con metodi standard ed affidabili, riveste un'importanza fondamentale nella valutazione della qualità delle acque. Nel caso specifico dell'impatto degli inquinanti atmosferici, oltre alle variabili di base (temperatura, pH, conducibilità, ossigeno disciolto) hanno rilevanza la determinazione dell'alcalinità e della composizione ionica, dei nutrienti, ovvero i composti di fosforo e azoto e i silicati, e la presenza di elementi in tracce. Questi parametri rientrano tra quelli raccomandati dal Programma ONU-ECE ICP WATERS per il monitoraggio degli effetti dell'inquinamento atmosferico su fiumi e laghi (www.icp-waters.no), avviato nel 1985 con lo specifico obiettivo di valutare l'impatto di questa forma di inquinamento sulle acque superficiali, valutando la risposta alle variazioni negli apporti atmosferici conseguenti alle politiche per la riduzione delle emissioni.

Accanto al monitoraggio della composizione chimica delle acque, la raccolta di dati biologici è fondamentale per valutare l'entità degli effetti sugli ecosistemi, la relazione dose/risposta e l'eventuale recupero ("recovery") conseguente alla riduzione dell'inquinamento atmosferico (Fjellheim and Radum. 1990; Tipping et al., 2002).

Diatomee e macroinvertebrati sono universalmente considerati dei gruppi chiave per il monitoraggio della qualità delle acque superficiali fin dagli anni 1970 (Descy & Coste, 1991; Rosenberg & Resh, 1993). I rapidi tassi di crescita, la struttura semplice e la possibilità di riproduzione sia sessuata che asessuata rendono le diatomee estremamente adattabili a diverse condizioni ambientali, risultando caratterizzate da un'elevata capacità di sopravvivenza e da alta biodiversità (Krivograd Klemenčič and Toman, 2010). Sono considerate ottimi indicatori della qualità delle acque superficiali, poiché variano in relazione a es. livello trofico, ossigeno, temperatura, pH (Bennion et al., 2014; Kelly et al., 2012). I macroinvertebrati comprendono stadi immaturi e adulti di numerosi gruppi di invertebrati che colonizzano tutti i tipi di acque; la loro distribuzione è influenzata principalmente da substrato, temperatura, profondità e disponibilità di risorse e nelle reti trofiche rappresentano un elemento fondamentale di connessione tra la sostanza organica e di versi livelli trofici (Hauer & Resh, 2006; Boggero et al., 2018). Per le loro caratteristiche e per la loro capacità di integrare informazioni di diversa provenienza, sono ampiamente utilizzati nel biomonitoraggio per verificare gli effetti prodotti da inquinanti o altre forme di disturbo antropico, nonché l'efficacia delle tecniche di gestione della risorsa idrica o di eventuali misure di conservazione adottate.

Per tutte queste ragioni, invertebrati bentonici e diatomee sono stati inclusi tra gli indicatori biologici per valutare lo stato ecologico dei corpi idrici ai sensi della Direttiva Quadro sulle Acque (WFD, 2000/60/EC) (European Commission, 2000). Sono infatti sensibili ad un ampio range di fattori di disturbo, tra cui eutrofizzazione, inquinamento organico, elementi in tracce, e cambiamenti climatici (Baker et al., 2021; Karst-Riddoch et al., 2005; Svitok et al., 2021). In particolare, per via della loro sensibilità all'acidificazione, sono stati selezionati ed utilizzati come indicatori nelle ricerche e nei programmi di monitoraggio aventi come obiettivo la valutazione della risposta degli ecosistemi acquatici alla deposizione di inquinanti atmosferici (Battarbee, 1994; Brakke et al., 1994). Entrambi i gruppi sono considerati nel Manuale del Programma ONU-ECE ICP WATERS, come possibili indicatori per il monitoraggio degli effetti dell'inquinamento atmosferico sulle acque (ICP Waters Programme Manual 2010).

Anche i fattori meteo-climatici possono modificare la composizione delle comunità a macroinvertebrati e diatomee, arrivando anche a comportare la scomparsa delle specie più sensibili e l'alterazione della biodiversità (Sommaruga, 2015; Rühland et al., 2015; Hotaling et al., 2017). La raccolta di nuovi dati, in particolare in ambienti molto sensibili come le aree remote e d'alta quota, può rappresentare un im-

portante contributo alla valutazione degli effetti combinati di più fattori di disturbo (acidificazione, arricchimento in azoto, cambiamenti climatici). Altrettanto importante è la raccolta di dati in aree protette, allo scopo di disporre di informazioni utili alla definizione di politiche di tutela e conservazione (Boggero et al., 2019).

2. Scopi e applicazione

Nonostante la documentata efficacia di macroinvertebrati e diatomee come indicatori degli impatti di inquinamento atmosferico e cambiamenti climatici sulle acque, il loro utilizzo nel monitoraggio dei siti ICP WATERS, e più in generale dei siti sensibili, in Italia, è stato ad oggi limitato e discontinuo nel tempo (Marchetto et al., 2004, 2009). La risposta dei siti acquatici è stata monitorata prevalentemente mediante indicatori chimici (es. pH, alcalinità, cationi basici, composti dell'azoto) mentre i campionamenti e le analisi biologiche sono state svolte in poche occasioni nel contesto di progetti UE (Marchetto et al., 2009; Fureder et al., 2006). La rete NEC Italia e il Progetto LIFE MODERn NEC rappresentano ottime opportunità per estendere il monitoraggio mediante l'utilizzo di indicatori biologici, in linea con le raccomandazioni del Programma ICP WATERS. Macroinvertebrati e diatomee sono inclusi, in aggiunta ai parametri chimici, tra gli indicatori da utilizzare per i siti acquatici nel monitoraggio ai sensi della Direttiva NEC (2016/2284/EU), nonché sulla base di precedenti esperienze nell'utilizzo di questi taxa per il monitoraggio dei siti d'alta quota o più in generale degli ecosistemi sensibili alla deposizione di inquinanti (Boggero et al., 2019). I protocolli utilizzati sono ampiamente basati su quelli in uso in ambito ICP WATERS o sviluppati in precedenti progetti (NIVA, 1987; ICP WATERS Programme Centre, 2010; Boggero et al., 2011), adattati in base alle specifiche caratteristiche dei siti di progetto. Il monitoraggio biologico viene condotto in parallelo alla raccolta di campioni per le analisi chimiche, allo scopo di disporre di una caratterizzazione dello stato delle acque, in particolare per quanto concerne i parametri legati all'acidificazione e alla presenza di composti azotati.

3. Parametri chimici e chimico-fisici

3.1. Raccolta dei campioni

I campionamenti vengono eseguiti dalla riva del lago/corso d'acqua. Nel caso dei siti attuali della rete NEC Italia, un'eccezione è rappresentata dal Lago di Mergozzo (sito ICP WATERS IT02) per il quale il campionamento per le analisi chimiche prevede il prelievo di più campioni lungo la colonna d'acqua, nel punto di massima profondità, e quindi l'utilizzo di un'imbarcazione. Anche per i siti IT01 e IT03 (Laghi Paione Inferiore e Superiore) al campionamento autunnale è prevista la raccolta di campioni a centro lago, lungo la colonna d'acqua per il proseguimento delle serie storiche e quindi l'utilizzo di un canotto gonfiabile.

La temperatura delle acque viene misurata in corrispondenza del campionamento mediante termometro o sonda multiparametrica. La frequenza di campionamento varia da annuale (1 survey/anno) per i laghi d'alta quota, preferibilmente nel periodo tardo estivo/autunnale a mensile o settimanale per i corsi d'acqua che presentano una maggior variabilità del chimismo in relazione alle condizioni idrologiche. In aggiunta al campionamento autunnale, per i laghi d'alta quota può essere eseguito un campionamento al disgelo per le variabili chimiche al fine di valutare la variabilità interannuale di alcuni parametri. Per il sito IT02, trattandosi di un lago profondo monomittico, per le variabili chimiche vengono eseguiti due campionamenti/anno per caratterizzare sia la condizione alla circolazione tardo-invernale che quella durante la stratificazione estiva.

I campioni per le analisi chimiche vengono raccolti in bottiglie di polietilene da 500 ml o 1 l. Il punto di prelievo deve essere individuato lontano da eventuali immissari o da possibili fonti di disturbo. Nel

caso dei laghi alpini d'alta quota è consigliabile eseguire il prelievo all'emissario. Sporgersi con il braccio a 50-60 cm in una zona con almeno 20-30 cm di profondità; evitare di toccare il fondo o di entrare in acqua con i piedi intorpidendo l'acqua (Fig. 1).



Fig. 1 - Fasi del campionamento per le analisi chimiche.

Per ogni campionamento si suggerisce di procedere come descritto:

- risciacquare almeno tre volte la bottiglia di prelievo, il tappo ed il sotto tappo se presente;
- riempire completamente la bottiglia evitando il più possibile di lasciare bolle d'aria al suo interno, prestando attenzione a non toccare il campione ed il tappo con le mani;
- stringere bene i tappi di chiusura, etichettare e riporre la bottiglia in un primo sacchetto ben chiuso, rimettere il tutto in un secondo sacchetto contenente una seconda etichetta scritta a matita con le stesse informazioni riportate sull'etichetta posta sulla bottiglia. Richiudere infine il tutto in un ultimo sacchetto;
- misurare la temperatura dell'acqua al punto di prelievo (NON nella bottiglia);
- compilare una scheda di campionamento (Allegato 1) riportando il numero identificativo delle bottiglie utilizzate e le coordinate geografiche GPS in formato UTM WGS84, oltre a tutte le altre informazioni che si ritengono utili per descrivere il prelievo;
- scattare alcune foto di insieme dalle quali sia possibile vedere i punti di prelievo e le condizioni al contorno.

Per i metalli in tracce deve essere eseguito un campionamento mediante una bottiglia dedicata da 50 mL e una siringa da 60 mL lavati con acido nitrico 2% e filtrando con un filtro monouso attacco luer da 0.45 μm . E' necessario risciacquare almeno tre volte la siringa (non il filtro) con il campione destinato all'analisi; aspirare il campione riempiendo completamente la siringa, montare il filtro monouso e lavarlo con un volume di almeno 30-40 mL buttando il campione filtrato; togliere il filtro, aspirare ancora il campione riempiendo completamente la siringa, montare il filtro monouso e filtrare 20-30

mL nella bottiglia, agitare per il risciacquo della bottiglia e poi svuotare; togliere il filtro, aspirare ancora il campione riempiendo completamente la siringa evitando di lasciare bolle d'aria al suo interno, montare il filtro monouso, portare il pistone della siringa al volume di 50 mL e filtrare lentamente nella bottiglia da 50 mL, facendo attenzione a non forzare il filtro. Chiudere bene il tappo di chiusura, etichettare e riporre la bottiglia nei sacchetti assieme alla bottiglia con il campione destinato alle altre analisi.

Dopo il prelievo i campioni vanno conservati al buio e possibilmente al fresco (in frigorifero a circa 4-8 °C) e non devono essere congelati. È necessario trasportarli/inviarli al più presto al laboratorio di analisi, se possibile utilizzando per il trasporto un contenitore termico.

3.2. Analisi e controlli di qualità dei dati

Le analisi devono essere eseguite con metodi standard per le acque superficiali (APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003), possibilmente ottimizzati per acque a basso contenuto di soluti e di nutrienti. Per le variabili e i metodi raccomandati si rimanda al Manuale operativo del Programma ICP WATERS (ICP WATERS, 2010).

Nello svolgimento delle analisi è consigliabile adottare un rigoroso protocollo di controllo della qualità analitica, basato su controlli sia interni che esterni. Tra i controlli interni si raccomanda per ogni analisi il controllo del bilancio ionico e il confronto tra conducibilità misurata e calcolata. Per i dettagli su questi controlli e i limiti suggeriti per l'accettabilità dei dati si rimanda al Manuale ICP WATERS. Esempi di form utilizzabili per i controlli di qualità dei dati mediante questi due approcci sono disponibili al link <https://www.icp-waters.no/data/submit-data/>.

A titolo di esempio si riportano nell'Allegato 2 le variabili analizzate e i metodi utilizzati nel laboratorio di idrochimica del CNR IRSA di Verbania che svolge le analisi per i siti italiani del Programma ICP WATERS e della rete NEC Italia. Per dettagli sulle metodiche di analisi e i controlli di qualità adottati dal laboratorio si rimanda a <https://www.idrolab.irsa.cnr.it>.

4. Diatomee

Le Diatomee sono alghe brune, unicellulari, generalmente delle dimensioni di pochi μm . Possono vivere isolate o formare colonie. Sono organismi eucarioti ed autotrofi e rappresentano una delle principali componenti del perifiton. I generi e le specie rinvenibili nei diversi ambienti acquatici dipendono dalle caratteristiche chimico-fisiche delle acque e da fattori idrologici e geografici. Le diatomee bentoniche sono ampiamente utilizzate come bioindicatori per la valutazione della qualità delle acque, principalmente per i corsi acqua; nel caso dei laghi trovano impiego soprattutto nel monitoraggio dei piccoli laghi d'alta quota, per i quali la facilità di campionamento rappresenta un fattore importante. Tra le più utilizzate per il monitoraggio delle acque vi sono le diatomee epilitiche, ovvero quelle che colonizzano substrati duri naturali o artificiali quali ciottoli e sassi.

4.1. Campionamenti

Per ogni corpo idrico si seleziona un tratto che presenti habitat e substrati di campionamento idonei. In ogni lago devono essere scelti possibilmente tre siti approssimativamente equidistanti. Per i corsi d'acqua deve essere selezionato un tratto di lunghezza di almeno 10 m.

Il campionamento si basa sulla selezione e raccolta di almeno 5 ciottoli di dimensioni appropriate (diametro compreso tra 64 e 256 mm), preferibilmente liberi da alghe filamentose, nella zona litorale

di ciascun sito, lontano da eventuali immissari. Si devono inoltre evitare zone con elevato grado di ombreggiamento. I campioni dovrebbero essere raccolti ad una profondità di circa 30 cm, privilegiando ad ogni modo substrati stabilmente colonizzati e sempre sommersi.

La superficie superiore o laterale di ogni ciottolo viene grattata con uno spazzolino con setole dure (Fig. 2); lo spazzolino viene poi risciacquato direttamente nel contenitore utilizzato per la raccolta del campione, utilizzando un imbuto.



Fig. 2 - Fasi del campionamento delle diatomee.

Per la raccolta del campione si consigliano contenitori in plastica da circa 50 mL con tappo a tenuta. Per la conservazione del campione utilizzare etanolo al 70%, riempiendo il contenitore per 2/3 con il campione ed 1/3 circa con etanolo. L'utilizzo dell'etanolo non è necessario se i campioni, conservati in cella frigorifera e al buio, vengono digeriti poco dopo il prelievo.

Per evitare la contaminazione del campione di un sito con quello di un altro, è opportuno sciacquare sempre accuratamente il materiale utilizzato con l'acqua del sito all'inizio ed al termine di ogni operazione di campionamento e utilizzare uno spazzolino nuovo per ogni campionamento. A tal fine per i corsi d'acqua, si suggerisce di campionare procedendo da valle a monte. Se i ciottoli sono coperti da alghe filamentose, queste vanno rimosse prima di campionare le diatomee.

Materiale da campo per campionamento diatomee:

- Guanti.
- Imbuto.
- Spruzzetta.
- Spazzolini a setole dure.
- Contenitori a tenuta da 50 ml.
- Sacchetti per il trasporto.
- Materiale per etichettatura (fogli di carta, matita, pennarello indelebile).

4.2. Trattamento e analisi dei campioni

Ciascun campione deve essere opportunamente identificato, mediante un'etichetta o riportando sul contenitore utilizzato informazioni come il nome del corpo idrico/sito e la data di campionamento.

Poiché il campionamento deve essere eseguito in concomitanza con i prelievi per le analisi chimiche, un'unica scheda di campionamento può essere utilizzata per riportare le informazioni (All. 1). Maggiori dettagli sulle procedure di campionamento sono reperibili nel Manuale ICP WATERS (ICP WATERS 2010), nel Manuale ISPRA “Metodi biologici per le acque” (ISPRA, 2014) e nella norma CEN EN 13946:2014 - Water quality - Guidance for the routine sampling and preparation of benthic diatoms from rivers and lakes.

In laboratorio, i campioni vengono trattati con perossido di idrogeno per una notte con successiva aggiunta di acido cloridrico, lavati tre volte con acqua deionizzata (Battarbee et al., 2001). Infine i campioni vengono montati su vetrino con Naphrax o altro montante ad alto indice di rifrazione per l'identificazione al microscopio (Zeiss Axiolab, magnification 1000x). Il riconoscimento tassonomico a livello di specie si basa su Krammer and Lange-Bertalot (1986-1991), Krammer (2000; 2002; 2003), Lange-Bertalot (2001), Lange-Bertalot et al. (2011), Cantonati et al. (2017) e sulla vasta bibliografia specifica. Per ogni campione viene identificato un minimo di 400 valve e i risultati espressi come abbondanza relativa (Battarbee et al., 2001).

Successivamente i dati vengono analizzati mediante applicazione di indici tradizionali di diversità e abbondanza, oltre al calcolo di indici specifici per la valutazione della sensibilità all'acidificazione e ad altri fattori di disturbo, specificatamente (Carayon et al. 2019; Rimet et Bouchez 2012).

5. Macroinvertebrati

I macroinvertebrati non costituiscono un'unità sistematica a sé stante, ma un gruppo molto eterogeneo di organismi animali raggruppati in base a ranghi tassonomici, dimensioni e preferenze ambientali. Vivono sotto, intorno o infossati nei sedimenti sul fondo dei laghi e dei fiumi e sono quindi considerati "bentonici". Includono stadi immaturi e adulti di insetti acquatici, crostacei, molluschi, anellidi, vermi piatti, poriferi, fino ad organismi di maggiori dimensioni quali i Crostacei Decapodi (Tachet et al., 2010). Costituiscono un anello essenziale della rete trofica acquatica che congiunge organismi superiori quali anfibi, uccelli, rettili, pesci ed esseri umani alla sostanza organica presente nei sedimenti, contribuendo alla sua trasformazione in energia.

I macroinvertebrati vengono così definiti in quanto sono invertebrati con dimensioni superiori a 0,5 mm (ISO 7828, 1985; Rosenberg & Resh, 1993), quindi sono visibili ad occhio nudo senza uso di alcuna strumentazione, sebbene i primi stadi di sviluppo abbiano misure inferiori.

Si tratta quindi di una comunità complessa che vive su di una superficie o nei suoi primi centimetri, ed è quindi soggetta non solo alle variabili ambientali legate alle acque, ma anche a quelle legate ai sedimenti. In generale, infatti, laghi distribuiti in un certo ambito geografico presentano variazioni delle caratteristiche fisiche (dimensioni, forma, profondità massima e quota) e chimiche, strettamente correlate alla geologia del territorio, all'esposizione della conca lacustre, alla presenza di un immissario o di risorgive sub-lacuali. Queste caratteristiche, nel loro insieme, determinano anche la composizione faunistica delle comunità presenti nella conca lacustre. Proprio per questo e per la loro capacità di integrare informazioni di diversa provenienza, sin dalla fine degli anni '70 i macroinvertebrati sono divenuti uno dei gruppi più utilizzati e raccomandati nella valutazione della qualità ecologica degli ambienti d'acqua dolce.

5.1. Metodi di raccolta dei campioni

La maggior parte dei macroinvertebrati trascorre almeno parte della vita a contatto con i sedimenti o infossati in essi: i sedimenti rappresentano quindi un luogo di riposo, di acquisizione del cibo, di ri-

produzione e sviluppo, nonché di rifugio dai predatori o da condizioni inhospitale. I sedimenti possono essere suddivisi in sedimenti duri e sedimenti molli sulla base della loro consistenza e composizione: queste due diverse categorie obbligano l'operatore a differenti metodologie di approccio e di campionamento. I primi, tipici di molti torrenti e di alcuni litorali lacustri, vengono utilizzati dagli organismi perché offrono la loro superficie come punto di ancoraggio o di accumulo di alghe incrostanti, mentre i secondi, tipici delle zone più profonde dei laghi e dei fiumi, vengono utilizzati nella loro interezza.

Raccolta tramite retino immanicato

Il retino immanicato viene soprattutto utilizzato in laghi d'alta quota e corsi d'acqua nel caso di habitat caratterizzati da profondità inferiori a 1-0,5 m con substrati costituiti da roccia nuda, massi, ciottoli, ghiaia, sabbia, ma anche nel caso di fondali fangosi e coperti di macrofite (Frost et al., 1971; Storey et al., 1991; Hauer & Resh, 1996). Questo strumento è formato da un'intelaiatura rettangolare o a semicerchio di metallo (Fig. 3), di acciaio sottile o di alluminio, con bordo inferiore piano, in modo da riuscire a mettere in contatto il bordo stesso con il substrato. All'intelaiatura è collegato, da un lato, un manico e, dall'altro lato, una rete e, a quest'ultima, un contenitore forato, dotato di rete con maglie uguali a quella del resto del retino. Nel contenitore vengono raccolti gli organismi. Il telaio deve essere abbastanza grande da consentire la raccolta di un campione adeguato, ma non deve essere troppo ampio per non opporre resistenza al movimento in acqua durante il campionamento.



Fig. 3 - Metodi di campionamento per sedimenti duri e litorali dei laghi con retino immanicato.

Le dimensioni standard sono: se l'imboccatura del telaio è quadrata 25 x 25 cm, altrimenti 25 x 22 cm nel caso di un semicerchio. Il manico deve avere una lunghezza di almeno 150 cm (anche formato

da più pezzi smontabili), mentre la rete annessa deve avere maglie di 250 µm e profondità di almeno 60 cm. La rete è sicuramente la parte più importante dello strumento; è costituita da una tela che deve essere elastica e nello stesso tempo resistente alle abrasioni. Per questo motivo, si utilizzano generalmente materiali sintetici che abbiano sufficiente elasticità e che non si deteriorino facilmente. Il campionamento con retino immanicato viene eseguito utilizzando i piedi (kick sampling) e le mani per smuovere il fondo, mentre il manico viene tenuto verticale. Il substrato deve essere scandagliato in entrambi i sensi di marcia, anche tra le grosse pietre e tra la vegetazione. Nei corsi d'acqua dove sia possibile riconoscere pozze e zone a scorrimento più veloce, entrambe le tipologie di habitat dovranno essere scandagliate.

Gli organismi che dovessero essere eventualmente rimasti all'interno della rete possono essere raccolti manualmente e aggiunti al campione. Fra una stazione di raccolta e l'altra, la rete deve essere lavata accuratamente, sciacquata ed esaminata in modo da evitare contaminazioni dei campioni raccolti successivamente. Nel caso in cui dovessero essere presenti alghe incrostanti, bisogna risciacquare più volte il retino per evitare l'intasamento della rete del contenitore e il traboccamento. Per ottenere dati di tipo quantitativo si campiona utilizzando una base temporale fissa (3-5 min).

Dimensione delle maglie

La dimensione delle maglie del retino dipende dagli obiettivi che ci si prefigge. Va ricordato che minore è l'ampiezza delle maglie, maggiore sarà il pericolo di ostruzione provocato dal detrito e dagli organismi stessi; se invece si ha una rete con maglie larghe, diminuisce la stima della ricchezza dell'abbondanza dei diversi taxa (sottostima). Il risultato sarà quindi in entrambi i casi una perdita di campione.

La scelta della dimensione delle maglie del retino è finalizzata agli scopi della ricerca e all'efficienza richiesta al campionamento (ISO 9391, 1993). Se il tema principale è meramente descrittivo, ossia un elenco faunistico dell'ambiente di studio, non sarà necessario prelevare campioni dettagliati e che prendano in considerazione tutti gli stadi larvali di sviluppo. Per ridurre i tempi di lavorazione del campione, si potrà usare una rete a maglie larghe (500 µm). Ma se lo scopo della ricerca è mirato a raccogliere informazioni esaustive e relative all'autoecologia delle specie, alla produzione secondaria di un ambiente, alle dinamiche di popolazione o allo studio dei cicli riproduttivi degli organismi, allora sarà necessario utilizzare reti a maglia molto fine (250 µm), per raccogliere anche i primi stadi di sviluppo larvale degli insetti.

5.2. Programma di campionamento

Gli insetti allo stadio larvale si portano in alcuni periodi dell'anno in prossimità della superficie dell'acqua e qui, dopo aver subito un'ultima trasformazione, sfarfallano. Si deve quindi prevedere di campionare il lago in periodo antecedente lo sfarfallamento per non incorrere in errori nella valutazione della composizione del popolamento. Il programma di campionamento contemplato dal protocollo messo a punto a livello nazionale per l'implementazione della Direttiva sulle Acque (Boggero et al., 2011) prevede un campionamento di minima, ossia un campionamento svolto in almeno due periodi stagionali: in primavera, corrispondente al periodo di circolazione delle acque nella maggior parte dei nostri laghi, ed in autunno, nel periodo successivo all'instaurarsi della stratificazione estiva a causa delle elevate temperature raggiunte in superficie. Nel caso dei laghi alpini e subalpini però, si restringerà il periodo di campionamento all'autunno, ossia al periodo precedente l'entrata in diapausa invernale degli insetti (fase di arresto spontaneo dello sviluppo di alcuni animali in cui l'organismo è inattivo, non si alimenta e non si muove, ossia ha attività metabolica ridotta), in modo da avere una rappresentazione della comunità completa e dimensioni dei singoli organismi che ne permettano l'identificazione spinta.

Materiale da campo per campionamento laghi alpini, subalpini e corsi d'acqua guadabili

- Stivali.
- Retino immanicato.
- Vaschette in plastica.
- Pinzette.
- Navigatore GPS per localizzare la posizione.
- Fissativi: alcool etilico 80% (o formalina 5% se il sedimento presenta elevata sostanza organica).
- Contenitori in plastica da circa 250 ml per campione.
- Pennarelli indelebili, matite.

Nell'approccio di campionamento e di programmazione delle attività si deve distinguere tra le due tipologie di siti, ovvero laghi d'alta quota o subalpini e corsi d'acqua guadabili:

Laghi alpini

I laghi alpini possono essere considerati casi particolari rispetto ai più tipici laghi di pianura, questo perché generalmente non hanno profondità tali da permettere l'instaurarsi di una stratificazione termica stabile, inoltre i venti che solitamente battono le zone di quota, tendono a mantenere frequentemente in movimento la superficie delle acque lacustri favorendo il mescolamento delle acque fin sul fondo. In alta quota, quindi, il campionamento si distribuisce prevalentemente lungo la zona litorale (Fig. 4) in quanto è la più diversificata come habitat e dove, di conseguenza, è presente la maggior parte dei gruppi faunistici. In ogni caso, il campionamento deve essere previsto nei punti più agevoli da raggiungere.

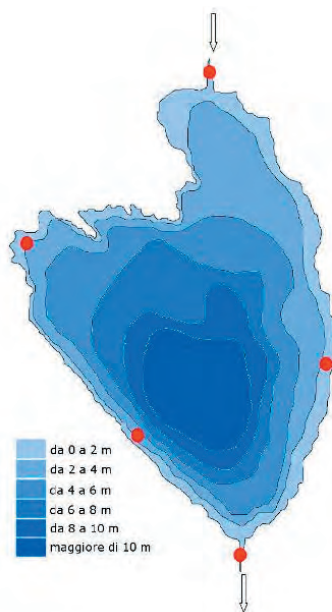


Fig. 4 - Esempio di distribuzione delle stazioni di campionamento in un lago alpino.

In alcuni casi, può comunque essere utile prelevare campioni anche in profondità, nonostante questa fascia, per condizioni termiche, trofiche e di illuminazione impedisca un'ampia e diffusa presenza di specie. Infine, è opinabile, ma fortemente consigliato, considerare gli immissari e l'emissario, in quanto tramite essi possono essere introdotte o fuoriuscire specie nuove colonizzatrici o exuviae larvali e pupali utili per la successiva identificazione tassonomica.

Le piccole dimensioni di questi ambienti fanno sì che l'ingresso di nuove specie possa essere considerato come un vero e proprio contributo alla diversità faunistica, mentre il breve tempo di residenza delle loro acque ne facilita la perdita attraverso l'emissario, soprattutto al momento del disgelo o dopo forti piogge. Le due principali criticità relative al campionamento consistono nella limitata accessibilità di questi ambienti e nel breve periodo di tempo in cui sono liberi da ghiacci.

I campioni vengono prelevati utilizzando la tecnica del kick sampling (Frost et al., 1971; Storey et al., 1991) su un tracciato lungo 10-30 m (o comunque proporzionale al perimetro totale del lago) in modo da facilitare l'ingresso degli organismi presenti nel retino immanicato. Il retino, dotato di maglie di 250 µm, viene in seguito passato e ripassato sopra l'area smossa in modo da catturare gli organismi, ricoprendo il maggior numero di habitat possibili (ciottoli, macrofite, sabbia, ecc). Al fine di standardizzare il metodo, il periodo di tempo di cattura è di circa 2-5 min e il campionamento viene effettuato senza replicati perché gli ambienti di studio sono poco estesi (ICP Waters Programme Centre, 2010). Tale tecnica fornisce campioni in grado di evidenziare differenze nella composizione dei popolamenti fra siti di studio e fra annate diverse (Boggero et al., 2021).

Un campionamento condotto annualmente durante il periodo estivo, coincidente con la massima produttività lacustre, può essere sufficiente per avere una buona stima dell'evoluzione a cui questi laghi sono sottoposti. In qualche caso, può essere utile procedere al campionamento nel periodo autunnale, o meglio prima della ricomparsa del ghiaccio sulla loro superficie, abbinandolo al campionamento dell'idrochimica lacustre. In questo periodo, infatti, gli organismi sono presenti in abbondanza e presentano relativamente grandi dimensioni, in quanto sono pronti ad entrare in diapausa.

Corsi d'acqua guadabili

In molti tipi fluviali italiani, le stagioni migliori per il campionamento sono: inverno (febbraio, inizio marzo), tarda primavera (maggio), tarda estate (settembre). 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. In ogni caso, è indispensabile procedere al campionamento in regime di magra e di morbida derivate da portate decrescenti per evitare rischi all'operatore. 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/CE.

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 macroinvertebrati si valutano:

- 1) riconoscimento dei microhabitat presenti;
- 2) valutazione della loro estensione relativa (espressa in percentuale);
- 3) attribuzione del numero di campioni per ciascun microhabitat.

Dal momento che il numero totale di campioni da raccogliere è 10 la percentuale di occorrenza dei singoli habitat viene registrata a intervalli del 10%. Ogni 10% corrisponderà quindi ad un campione. 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 essere 100%. All'interno del tratto fluviale esaminato, i campioni devono essere adeguatamente distribuiti tra centro alveo e rive, habitat lentici ed habitat lotici. La Tabella 1 fornisce una lista dei principali microhabitat, minerali e biotici.

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.

Il campionamento tramite retino immanicato viene svolto utilizzando i piedi per smuovere il fondo, mantenendo il retino verticale, in opposizione alla corrente, a valle dei piedi dell'operatore e il substrato fluviale deve essere smosso con energia tramite il movimento dei piedi che devono smuovere substrato e animali dal fondo del fiume.

Il campione viene raccolto smuovendo il substrato localizzato a monte della rete in un'area definita e pari a 0,5 m² che si raggiunge raccogliendo 10 sottocampioni ciascuno di area pari a 0,05 m². Il campione finale sarà costituito dal totale dei sottocampioni raccolti.

Al termine del campionamento sia di laghi che di corsi d'acqua è bene etichettare ogni singolo campione come segue:

- data di campionamento;
- stazione;
- nome del fiume/lago (si raccomanda di usare inchiostro di china o matite a grafite e non penne a sfera per scrivere le etichette, in quanto l'inchiostro delle penne a sfera si cancella facilmente in presenza di solventi come l'alcool).

Tab. 1 - Microhabitat minerali e biotici da considerare durante il campionamento dei macroinvertebrati

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. cement)	ART	Cemento e tutti i substrati immessi artificialmente nel fiume
Igropetrico	IGR	Sottile strato d'acqua su substrato solido generalmente ricoperto di muschi
* (le dimensioni indicate si riferiscono all'asse intermedio)		
Alghe	AL	Principalmente alghe filamentose; anche Diatomee o altre alghe in grado di formare spessi feltri perfitici
Macrofite sommerse	SO	Macrofite acquatiche sommerse. Sono da includere nella categoria anche muschi, 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	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	BA	Funghi e sapropel (e.g. <i>Sphaerotilus</i> , <i>Leptomit</i>), solfobatteri (e.g. <i>Beggiatoa</i> , <i>Thiothrix</i>)

5.3. Trattamento dei campioni e analisi

In campo

Subito dopo il prelievo si risciacqua ciascun campione all'interno di un retino a base quadrata dotato di rete a maglie uguali a quelle utilizzate per il campionamento. Il risciacquo in campo elimina il sedimento fine in eccesso, riducendo i quantitativi di fissativo richiesti, e facilitando la penetrazione di quest'ultimo all'interno degli organismi. Il risciacquo viene effettuato muovendo il retino in acqua, in senso verticale ed orizzontale, impedendo alla bocca del retino di essere immersa in acqua, fino a quando la maggior parte del sedimento è stata eliminata. In condizioni meteorologiche avverse, il risciacquo può essere eseguito all'interno di un secchio colmo d'acqua. Tale metodica risulta inoltre consigliabile per non rovinare gli organismi più delicati, evitando il risciacquo sotto il getto diretto dell'acqua.

I campioni vengono poi posti in contenitori (barattoli), e, non potendo essere tutti sciacquati e smistati in campo, vengono conservati in formalina stabilizzata (concentrazione finale ~5%) o alcool (al 70-80%), a seconda, rispettivamente, della maggior o minor presenza di sostanza organica. Tali quantitativi sono utili per arrestare l'attività biologica ed impedire la degradazione e la lisi cellulare. In genere, l'uso della formalina è preferito all'alcool, anche perché essendo più potente e più rapida nel penetrare all'interno dei tessuti, permette di utilizzare una minor quantità di fissativo (Krogmann and Holstein, 2010). La formalina preserva le colorazioni degli organismi e conserva bene anche parti molto delicate (Ferrarese e Rossaro, 1981), pur comportando l'irrigidimento dei tessuti, rendendoli fragili. L'alcool, invece, ha scarsa capacità di penetrazione, soprattutto in presenza di elevate quantità di sostanza organica, quindi alcuni organismi delicati come gli Oligocheti, rimangono fragili e si spezzano rendendone poi impossibile il conteggio e l'identificazione. L'alcool inoltre, facilita la decolorazione del tegumento degli organismi, talvolta molto utile per la successiva identificazione tassonomica.

Il campione fissato viene etichettato e portato in laboratorio.

In laboratorio

Una volta in laboratorio, l'operatore dapprima risciacqua nuovamente il campione utilizzando lo stesso retino usato in campo oppure setacci con maglie di ampiezza diversa, per rimuovere il sedimento eventualmente ancora presente e per facilitare il successivo smistamento.

Durante questa operazione, si deve eliminare anche tutto il materiale grossolano (organico o meno) presente nel campione (come sassi, pezzi di legno o foglie), sciacquandolo all'interno del retino per evitare perdite di organismi. Nell'eseguire il risciacquo in laboratorio, il retino contenente il campione viene posizionato in un contenitore e mosso delicatamente, facendo attenzione a non immergere la bocca del retino da risciacquo nel contenitore stesso, evitando quindi la perdita di organismi. Il campione viene poi spostato in un becker contenitore per procedere all'eventuale suddivisione del campione in sottocampioni ed allo smistamento.

La fase successiva consiste nella separazione degli organismi bentonici dal sedimento (sorting). Nel tempo, si sono quindi ideati diversi metodi per semplificare e velocizzare le operazioni di smistamento. La prima, facilmente adottabile, è quella di separare il surnatante e gli organismi ad esso associati tramite un colino a maglia fine. Dopo questa prima operazione si rovescia in un becker il campione e lo si fa ruotare delicatamente in senso orario facendo decantare il materiale organico e concentrandolo in un becker separato. Questa fase va ripetuta più volte, fino a quando tutto il materiale organico non sia stato separato dalla frazione minerale.

I campioni possono essere lavorati in vasche a fondo bianco, utilizzando eventualmente lenti d'ingrandimento 2x, oppure in vasche a fondo scuro per avere un maggior contrasto con gli organismi che presentano tinte poco appariscenti.

Al termine dello smistamento, si può procedere con la suddivisione dei vari organismi nei diversi gruppi tassonomici. In questa fase, il campione va mantenuto in acqua per evitare il disseccamento degli organismi stessi, rabboccandola ed evitandone la completa evaporazione. Tutte queste operazioni vanno eseguite al microscopio stereoscopico (con ingrandimenti fino a 100 x), con piccole parti di campione poste in una capsula Petri.

Una volta smistati tutti i campioni, si procede con l'identificazione tassonomica attraverso la preparazione di vetrini e l'uso di microscopi ottici, qualora si tratti di parti di organismi piccoli, mentre l'organismo intero verrà osservato allo stereo-microscopio.

Nel caso di Ditteri Chironomidi e di Oligocheti si dovranno allestire preparati microscopici che ingrandiscano il capo o il solo apparato boccale, le setole, gli organi riproduttivi, ossia tutti quegli organi o parti del corpo utili per una loro successiva identificazione. Per la preparazione dei vetrini permanenti o semi-permanenti di Ditteri Chironomidi è utile fare riferimento a Andersen et al. (2013), per gli Oligocheti a Timm (2009) e Schmelz & Collado (2010) per la sola famiglia degli Enchytraeidae. Per l'identificazione di altri ordini di macroinvertebrati si suggerisce di utilizzare le chiavi tassonomiche specifiche (AA.VV., 1977-1985; Souty-Grosset et al., 2006) in uso in Italia, per arrivare alla specie. Infatti, un livello tassonomico approfondito è quanto richiesto per la messa a punto degli Indici di valutazione della qualità delle acque (Boggero et al., 2016, 2020) come richiesto dalla Direttiva Quadro sulle Acque per gli ambienti lacustri e dal Programma ICP WATERS (ICP Waters Programme Center, 2010).

Al momento dell'identificazione, condotta al più basso livello possibile, i diversi taxa vengono contemporaneamente conteggiati. Quindi per ogni stazione considerata si dovranno conteggiare i singoli organismi trovati per ognuno dei taxa identificati.

BIBLIOGRAFIA

- AA.VV. 1977-1985. Guide per il riconoscimento delle specie animali delle acque interne italiane, Collana del C.N.R. Progetto Finalizzato "Promozione della qualità dell'ambiente", Verona, 29 volumi.
- Andersen T., Cranston P.S., Epler J.H. (eds). 2013. Chironomidae of the Holarctic Region: Keys and diagnoses. Part 1- Larvae. Insect Systematics and Evolution Supplements (formerly Entomologica Scandinavica Supplement), 66: 573 pp.
- Baker N.J., F. Pilotto, J. Jourdan, B. Beudert, P. Haase 2021. Recovery from air pollution and subsequent acidification masks the effects of climate change on a freshwater macroinvertebrate community. *Science of The Total Environment*, 758: 143685. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.143685>.
- Battarbee RW, Jones VJ, Flower RJ, Cameron NG, Bennion H, Carvalho L, Juggins S, 2001. Diatoms. In: Smol J, Birks HJ, Last W (eds), *Tracking Environmental Change Using Lake Sediments. Volume 3: Terrestrial, Algal, and Siliceous Indicators*. Kluwer Academic Publishers, The Netherlands: 155-202.
- Battarbee, R.W. Diatoms, lake acidification and the Surface Water Acidification Programme (SWAP): a review. *Hydrobiologia* 274, 1–7 (1994). <https://doi.org/10.1007/BF00014621>.
- Bennion H, Kelly MG, Juggins S, Yallop ML, Burgess A, Jamieson J, Krokowski J, 2014. Assessment of ecological status in UK lakes using benthic diatoms. *Freshw. Sci.* 33 (2): 639-654.
- Boggero A., R. Fornaroli, S. Zaupa, D. Paganelli, E. Dumnicka, M. Rogora. 2021. Lakes Paione (NW Italy): macroinvertebrates temporal and spatial trend and applicability of acidification indices. *ICP Waters Report 145/2021*: 10-16. ISBN 978-82-577-7393-9.
- Boggero A., S. Zaupa, R. Bettinetti, M. Ciampittiello, D. Fontaneto. 2020. The Benthic Quality Index to Assess Water Quality of Lakes may be Affected by Confounding Environmental Feature. *Water* 2020, 12(9), 2519.
- Boggero A., S. Zaupa, T. Cancellario, V. Lencioni, L. Marziali, B. Rossaro. 2016. Italian Classification method for macroinvertebrates in lakes. Method summary. Report CNR ISE, 03.16: 16 pp.
- Boggero A., Zaupa S., Rossaro B., Lencioni V., Gherardi F. 2011. Guida tecnica alla programmazione del campionamento e alla scelta della strumentazione idonea per lo studio della fauna macroinvertebrata lacustre. CNR-ISE Report, 02.11: 58 pp.
- Boggero, A. (2018). Macroinvertebrates of Italian mountain lakes: a review. *Redia*: 35-46. <https://doi.org/10.19263/REDIA-101.18.06>.
- Boggero, A., S. Zaupa, S. Musazzi, M. Rogora, E. Dumnicka, A. Lami. 2019. Environmental factors as drivers for macroinvertebrate and diatom diversity in Alpine lakes: New insights from the Stelvio National Park (Italy). *J. Limnol.* 78: 147-162. <https://doi.org/10.4081/jlimnol.2019.1863>.
- Brakke D.F., Baker J.P., Bohmer J., Hartmann A., Havas M., Jenkins A., Kelly C., Ormerod S.J., Paces T., Putz R., Rosseland B.O., Schindler D.W. & Segner H. 1994. Group report: Physiological and ecological effects of acidification on aquatic biota. In: Steinberg C.E.W. and Wright R.F. (eds), *Acidification of freshwater ecosystems: implication for the future*. Chichester, John Wiley & Sons, pp. 275-312.
- Cantonati M, Kelly MG, Lange-Bertalot H, 2017. Freshwater benthic diatoms of central Europe: over 800 common species used in ecological assessment. *Koeltz Botanical Book*, Oberreifenberg: 942 pp.
- Carayon, D., Tison-Rosebery, J., Delmas, F. 2019. Defining a new autoecological trait matrix for French stream benthic diatoms. *Ecological Indicators*, 103: 650-658. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2019.03.055>.

- Descy JP, Coste M, 1991. A test of methods for assessing water quality based on diatoms. *Verh. Int. Ver. Limnol.* 24: 2112-2116.
- Ferrarese U., Rossaro B. 1981. Chironomidi 1 (Diptera, Chironomidae: Generalità, Diamesinae, Prodiamesinae). In: Consiglio Nazionale Delle Ricerche (ed.), *Guide per il riconoscimento della specie animali della acque interne italiane*, 12: 97 pp.
- Fjellheim A., G. Raddum. 1990. Acid precipitation: Biological monitoring of streams and lakes. *Science of The Total Environment*, 96: 57-66.
- Frost, S., A. Huni & W.E. Kershaw. 1971. Evaluation of a kicking technique for sampling stream bottom fauna. *Canadian Journal of Zoology*, 49: 167-183.
- Füreder, L., Ettinger, R., Boggero, A. et al. 2006. Macroinvertebrate Diversity in Alpine Lakes: Effects of Altitude and Catchment Properties. *Hydrobiologia* 562, 123–144. <https://doi.org/10.1007/s10750-005-1808-7>.
- Hauer F.R., Resh V.H. 1996. Benthic macroinvertebrates. In: Hauer F.R., Lamberti G.A. (eds), *Methods in stream ecology*. Ed. Academic Press: 339-369.
- Hauer, F. & Resh, V. (2007). Macroinvertebrates. In: *Methods in Stream Ecology (Second Edition)*. <https://doi.org/10.1016/B978-012332908-0.50028-0>.
- Hotaling S, Tronstad LM, Cody Bish J, 2017. Macroinvertebrate richness is lower in high-elevation lakes vs nearby streams: evidence from Grand Teton National Park, Wyoming. *J. Nat. Hist.* 51: 29-30.
- ICP Waters Programme Centre, 2010. ICP Waters Programme Manual 2010. NIVA SNO 6074-2010. ICP Waters report 105/2010: 91 pp.
- ISO 7828. 1985. Water quality. Methods of biological sampling. Guidance on handnet sampling of aquatic benthic macro-invertebrates: 8 pp.
- Karst-Riddoch, T.L., Pisaric, M.F.J. & Smol, J.P. Diatom responses to 20th century climate-related environmental changes in high-elevation mountain lakes of the northern Canadian Cordillera. *J Paleolimnol* 33, 265–282 (2005). <https://doi.org/10.1007/s10933-004-5334-9>.
- Kelly MG, Gómez-Rodríguez C, Kahlert M, Almeida SFP, Bennett C, Bottin M, Delmas F, Descy J-P, Dörflinger G, Kennedy B, Marvan P, Opatrilova L, Pardo I, Pfister P, Rosebery J, Schneider S, Vilbaste S, 2012. Establishing expectations for pan-European diatom based ecological status assessments. *Ecol. Ind.* 20: 177-186.
- Krammer K, 2000. The genus *Pinnularia*. *Diatoms of Europe*. 1: 1-703. (ISBN 978-3-904144-24-7)
- Krammer K, 2002. *Cymbella*. *Diatoms of Europe*. 3: 1-584. (ISBN 978-3-904144-84-1)
- Krammer K, 2003. *Cymbopleura*, *Delicata*, *Navicymbula*, *Gomphocymbellopsis*, *Afrocymbella* Supplements to cymbelloid taxa. *Diatoms of Europe*. 4: 1-530. (ISBN 978-3-904144-99-5).
- Krammer K, Lange-Bertalot H, 1986–1991. Süßwasserflora von Mitteleuropa. In: E.H.J. Gerloff, H. Heynig and D. Mollenhauer (eds.), 2/1Bacillariophyceae, Naviculaceae; 2/2Bacillariaceae, Epithemiaceae, Surirellaceae, Centrales, 2/3 Fragilariaceae, Eunotiaceae, 2/4 Achnanthaceae. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart: 876 p.p + 596 pp + 576 pp + 468 pp.
- Krivograd Klemenčič A, Toman MJ, 2010. Influence of environmental variables on benthic algal associations from selected extreme environments in Slovenia in relation to the species identification. *Period. Biol.* 112: 179-191.
- Krogmann L., Holstein J. 2010. Chapter 18. Preserving and Specimen Handling: Insects and other Invertebrates. In: Eymann J., Degreef J., Häuser C., Monje J.C., Samyn Y., Vanden Spiegel D. (eds),

Manual on Field Recording Techniques and Protocols for All Taxa Biodiversity Inventories. ABC TAXA (Belgio), 8: 463-481.

Lange-Bertalot H, 2001. *Navicula sensu stricto*. 10 Genera separated from *Navicula sensu lato*. *Frustrulia*. In Lange-Bertalot, H. (ed.), *Diatoms of Europe*, 2. Gantner Verlag, Ruggell: 526 pp.

Lange-Bertalot, H., Bak, M., Witkowski, A. and Tagliaventi, N. 2011. *Eunotia* and some related genera. *Diatoms of the European Inland Waters and Comparable Habitats*. *Diatoms of Europe*. 6: 1-747. (ISBN: 978-3-906166-88-9) Marchetto A., R. Mosello, M. Rogora, M. Manca, A. Boggero, G. Morabito, S. Musazzi, G.A. Tartari, A.M. Nocentini, A. Pugnetti, R. Bettinetti, P. Panzani, M. Armiraglio, P. Cammarano & A. Lami. 2004. The chemical and biological response of two remote mountain lakes in the Southern Central Alps (Italy) to twenty years of changing physical and chemical climate. *J. Limnol.* 63: 77-89.

Marchetto, A., M. Rogora, A. Boggero, S. Musazzi, A. Lami, A.F. Lotter, M. Tolotti, H. Thies, R. Psenner, J. Massafferro & A. Barbieri. 2009. Response of alpine lakes to major environmental gradients, as detected through planktonic, benthic and sedimentary assemblages. *Advanc. Limnol.*, 62: 419-440.

Rimet F., Bouchez A. 2012. Life-forms, cell-sizes and ecological guilds of diatoms in European rivers. *Knowledge and Management of Aquatic Ecosystems*, 406(1). <https://doi.org/10.1051/kmae/2012018>.

Rosenberg D.M., Resh V.H. 1993. Introduction to Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates, p. 1-9. In: Rosenberg D.M., Resh V.H. (eds.), *Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates*. Chapman/Hall, New York.

Rosenberg DM, Resh VH, 1993. Introduction to Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates. In: Rosenberg DM, Resh VH (eds.), *Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates*. Chapman/Hall, New York: 1-9.

Rossaro B., Marziali L., Boggero A. 2022a. Response of Chironomids to Key Environmental Factors: Perspective for Biomonitoring. *Insects*, 13, 911.

Rossaro B., Marziali L., Montagna M., Magoga G., Zaupa S., Boggero A.. 2022b. Factors controlling morphotaxa distributions of Diptera Chironomidae in freshwaters. *Water*, 14: 1014.

Rühland, K.M., Paterson, A.M. & Smol, J.P. Lake diatom responses to warming reviewing the evidence. *J Paleolimnol* 54, 1–35 (2015). <https://doi.org/10.1007/s10933-015-9837-3>.

Schmelz R.M., Collado R. 2010. A guide to European terrestrial and freshwater species of Enchytraeidae (Oligochaeta). *Soil Organisms*, 82: 176 pp.

Sommaruga R, 2015. When glaciers and ice sheets melt: consequences for planktonic organisms. *J. Plankton Res.* 37: 509-518.

Souty-Grosset C., Holdich D.M., Noël P.Y., Reynolds J.D., Haffner P. 2006. Atlas of Crayfish in Europe. Publications Scientifiques du Museum national d'Histoire naturelle (Paris, France), Patrimoines naturels 64: 187 pp.

Storey, A.W., D.H.D. Edward & P. Gazey. 1991. Surber and kick sampling: a comparison for the assessment of macroinvertebrate community structure in streams of south- western Australia. *Hydrobiologia*, 211: 111-121.

Svitok, M., Kubovčík, V., Kopáček, J., & Bitušík, P. (2021). Temporal trends and spatial patterns of chironomid communities in alpine lakes recovering from acidification under accelerating climate change. *Freshw Biol*, 66, 2223– 2239. <https://doi.org/10.1111/fwb.1382>.

Tachet, H., Richoux, P., Bournaud, M., & Usseglio-Polatera, P. 2010. *Invertébrés d'eau douce* (2nd corrected impression). CNRS Editions.

Timm T. 2009. A guide to the freshwater Oligochaeta and Polychaeta of Northern and Central Europe. Mauch Verlag, Dinkelscherben: 235 pp.

Tipping B, Bass JA, Hardie D, Haworth EY, Hurley MA, Wills G. Biological responses to the reversal of acidification in surface waters of the English Lake District. *Environ Pollut.* 2002;116(1):137-46. doi: 10.1016/s0269-7491(01)00197-x. PMID: 11817360.

ALLEGATO 1 – Esempio di scheda di campionamento

SCHEDA DI CAMPIONAMENTO

Data di campionamento (giorno, mese, anno, ora):

						ora	
--	--	--	--	--	--	-----	--

Ambiente campionato (Lago, Fiume, Sorgente, ...):

Nome:

Operatori ai prelievi:

Condizioni meteo:

Documentazione fotografica relativa al corpo idrico ed ai punti di campionamento SI ☐ NO ☐

Punto del prelievo

Descrizione del substrato:

Corrente (per i corsi d'acqua):

Identificativo bottiglia chimica (N°)

Temperatura dell'acqua al punto di prelievo °C:

Osservazioni sul campionamento:

ALLEGATO 2 – Variabili e metodi utilizzati nel laboratorio di idrochimica del CNR IRSA di Verbania.

LOD: Limit of Detection

In grassetto le variabili prioritarie per il Programma ICP WATERS, sottolineate le variabili previste nel reporting per la Direttiva NEC

Variabile	Metodo	Unità	LOD	Bibliografia
<u>pH</u>	Potenziometrico			APHA AWWA WEF, 2012
<u>Conducibilità</u>	Conduttometrico	$\mu\text{S cm}^{-1}$	0.5	APHA AWWA WEF, 2012
<u>Alcalinità</u>	Potenziometrico (Gran o 2 punti finali)	meq L^{-1}	0.001	Gran 1952; Neal 2001
<u>N-NO₃</u>	Cromatografia ionica	mg N L^{-1}	0.011	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<u>N-NH₄</u>	Spettrofotometria	$\mu\text{g N L}^{-1}$	5	Fresenius et al., 1988
<u>N totale</u>	Spettrofotometria	mg N L^{-1}	0.06	Valderrama, 1981; APAT IRSA-CNR, 2003
<u>P totale</u>	Spettrofotometria	$\mu\text{g P L}^{-1}$	4	Valderrama, 1981; APAT IRSA-CNR, 2003
P-PO ₄	Spettrofotometria	$\mu\text{g P L}^{-1}$	2	Valderrama, 1981
Silicati	Spettrofotometria	mg Si L^{-1}	0.02	Golterman et al., 1978; APAT IRSA-CNR, 2003
<u>TOC</u>	High temperature catalytic oxidation - HTCO	mg C L^{-1}	0.05	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<u>SO₄</u>	Cromatografia ionica	mg L^{-1}	0.05	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<u>Cl</u>	Cromatografia ionica	mg L^{-1}	0.02	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<u>Ca</u>	Cromatografia ionica	mg L^{-1}	0.02	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<u>Mg</u>	Cromatografia ionica	mg L^{-1}	0.01	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<u>Na</u>	Cromatografia ionica	mg L^{-1}	0.01	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<u>K</u>	Cromatografia ionica	mg L^{-1}	0.02	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
Metalli in tracce (<u>Al</u> , Fe, Mn, Cd, Pb, Cu, Ni, Zn)	ICP-MS o OES	$\mu\text{g L}^{-1}$		ISO 11885, 1996; APAT IRSA-CNR, 2003

RINGRAZIAMENTI

Questo volume è stato realizzato per permettere ad un vasto pubblico di esperti e lettori interessati di conoscere tutti i protocolli di monitoraggio in uso nei siti forestali e di acqua dolce della Rete NEC Italia. Esso è il risultato del lavoro degli autori, che si ringraziano per il contributo fornito. Tuttavia, l'opera di numerosi tecnici, siano essi militari dell'Arma o appartenenti ai Corpi Forestali Regionali delle regioni a statuto ordinario o speciale, risulta fondamentale per il corretto e puntuale svolgimento delle operazioni in campo, senza le quali non sarebbe possibile ottenere i dati che i protocolli descritti in questo volume richiedono.

Alle donne e agli uomini che rivestono questo fondamentale ruolo va il ringraziamento più grande ed è con piacere che elenchiamo tutti i loro nomi. Un ringraziamento è rivolto inoltre ai collaboratori e partecipanti a vario titolo al progetto LIFE MODERn(NEC), di cui questo volume è un prodotto.

Sara AIELLI, Vincenzo ANDRIANI, Enzo ARCUDI, Antonella BALLETTI, Chiara BRASCHI, Maria Concetta CARINO, Claudia CINDOLO, Miriam CIURCIONI, Maria Luisa DAL CORTIVO, Andrea CUTINI, Matteo DALLA VALLE, Alessandra DE MARCO, Giorgio DELIGIOS, Floriana D'ELEUTERIO, Michele DI COSMO, Maurizio DI LORETO, Stefano DI MARCO, Domenico DI MARTINO, Silvano FARES, Liana FEDRIGOLI, Luca FESTUCCIA, Antonio FRONGIA, Andrea FUSI, Angelo GIARDINA, Monia GIULIANI, Francesco GIUNCO, Gino GOBBO, Gianluca GROSSI, Emanuele GUBERTI, Paolo GUIDASTRI, Stefano IGNESTI, Giuseppe LA MASTRA, Marco LIBRALATO, Pietro Felice MARCHETTA, Leonardo MARESCHI, Giorgio MATTEUCCI, Riccardo MICHELONI, Emma MINARI, Luigi MOLINARO, Antonino MORABITO, Giancarlo OPRA-MOLLA, Angelo ORLANDO, Emanuele PAOLELLA, Silvia PAOLETTI, Mauro PEIROLO, Tiziana PICA, Anna PREARO, Francesca PULCINI, Valerio QUATRINI, Giovanni QUILGHINI, Dario ROLT, Giuseppe SABA, Enrico SALARIS, Stefania SOTGIU, Daniele STABILE, Giuseppe STOLFA, Milena STRACQUADANIO, Stefano TESTA, Enrico TOMELLERI, Ilaria TONI, Alessandro TRIGILIO, Elisabetta TROPEA, Antonio TUCCIARONE, Roberta UBALDO, Maurizio VENTURA.

In ultimo, ma non da ultimo, è doveroso citare il lavoro svolto dal personale del Servizio Amministrativo del Comando, che si ringrazia per il tramite del loro Capo Col. Nicola PETITO e dal personale dell'OAI, che si ringrazia per il tramite del loro Capo Col. Florimondo FORLEO.



Project lead



Partner



TerraData
environmetrics



UNIVERSITÀ
DI CAMERINO



UNIVERSITÀ
DEGLI STUDI
FIRENZE

Progetto LIFE MODERn(NEC) (LIFE20G1E/IT/000091) - 2021-2025

"New Monitoring system to Detect the Effects of Reduced pollutants emissions resulting from
NEC Directive adoption"

Action B4 "Training for Field Operators"

Questa pubblicazione è stata realizzata con il contributo del
programma europeo LIFE dell'Unione Europea



ARMA DEI CARABINIERI

