

# LIFE MODERN NEC

Qualità dell'aria, la risposta degli ecosistemi

[www.lifemoderneec.eu](http://www.lifemoderneec.eu)



LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI





LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPO PER CAMPIONAMENTI, VALUTAZIONI E MISURE DA EFFETTUARE SULLE AREE DEL PROGETTO LIFE MODERn(NEC)

### AZIONE B4 (DELIVERABLE)

31 maggio 2023

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI





LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# FIELD MANUAL FOR SAMPLING, ASSESSMENTS AND MEASUREMENTS ON THE PERMANENT PLOTS OF THE PROJECT LIFE MODERN(NEC)

## ACTION B4 (DELIVERABLE)

May 31, 2023

31 maggio 2023

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI





## Contenuti /Contents

Cap. 1 – Procedure per la valutazione della condizione delle chiome

*Chapt. 1 - Procedures for assessing the condition of the crown*

Cap. 2 - Procedure per il rilievo della fenologia

*Chapt. 2 - Procedures for assessing the phenology*

Cap. 3 - Istruzioni per l'installazione e la lettura delle bande "PERMANENT TREE GIRTH BANDS-UMS"

*Chapt. 3 - Instructions for installing and reading the bands "PERMANENT TREE GIRTH BANDS-UMS"*

Cap. 4 - Metodologie e criteri per la valutazione del danno da ozono sulle foreste

*Chapt. 4 - Methodologies and criteria for the assessment of ozone damage to forests*

Cap. 5 - Procedure per il campionamento e l'analisi della chimica fogliare

*Chapt. 5 - Procedures for sampling and analyzing leaf chemistry*

Cap. 6 - Metodi per determinare il contenuto e la fluorescenza della clorofilla

*Chapt. 6 - Methods for determining the content and fluorescence of chlorophyll*

Cap. 7.1 - Procedure di rilievo del numero combinazioni di specie vegetali (CD) negli ecosistemi forestali

*Chapt. 7.1 - Procedures for surveying the number of combinations of plant species (CD) in forest ecosystems*

Cap. 7.2 - Procedure di rilievo dell'area fogliare specifica (SLA) negli ecosistemi forestali

*Chapt. 7.2 - Procedures for the assessment of specific leaf area (SLA) in forest ecosystems*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI





LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



Cap. 8 - Procedure di rilievo della diversità dei licheni epifiti come indicatori dell'inquinamento dell'aria negli ecosistemi forestali

*Chapt. 8 - Procedures for surveying the diversity of epiphytic lichens as indicators of air pollution in forest ecosystems*

Cap. 9 - Procedure per il monitoraggio integrato della biodiversità animale

*Chapt. 9 - Procedures for the integrated monitoring of animal biodiversity*

Cap. 10 - Istruzioni per la manutenzione delle centraline meteorologiche

*Chapt. 10 - Instructions for the maintenance of weather stations*

Cap. 11 - Operazioni di campionamento per lo studio della chimica delle deposizioni atmosferiche

*Chapt. 11 - Sampling operations for the study of the chemistry of atmospheric deposition*

Cap. 12 - Manuale per il campionamento delle acque superficiali per la valutazione di parametri chimici e biologici (diatomee e macroinvertebrati)

*Chapt. 12 - Surface water sampling manual for the evaluation of chemical and biological parameters (diatoms and macroinvertebrates)*

Cap. 13 - Procedure per il campionamento della soluzione circolante del suolo

*Chapt. 13 - Procedures for sampling the circulating soil solution*

Cap. 14 - Procedure di rilievo della visibilità del paesaggio ("visibility") come indicatore dell'inquinamento dell'aria

*Chapt. 14 - Procedures for surveying the visibility of the landscape ("visibility") as an indicator of air pollution*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI





## Premessa

Lo scopo del “Manuale di campo per campionamenti, valutazioni e misure da effettuare sulle aree del progetto LIFE MODERn(NEC)” è di fornire ai tecnici ed agli operatori addetti alle operazioni di monitoraggio sulle aree permanenti uno strumento che contenga tutte le informazioni e le specifiche tecniche necessarie allo svolgimento dei monitoraggi e alla manutenzione delle strumentazioni. Il manuale include il controllo della qualità dei dati, le schede di rilievo con le relative codifiche e le istruzioni per la trasmissione dei dati. Il manuale si compone di 14 capitoli per altrettante azioni, come specificato nell’elencazione dei contenuti. La presente versione è da considerarsi di prova, e verrà collaudata nel corso del primo anno di rilievi. La versione definitiva sarà resa disponibile dopo il collaudo.

## Premise

The purpose of the "Field manual for sampling, assessments and measurements on the permanent plots of the project LIFE MODERn(NEC)" is to provide, to technicians and operators assigned to monitoring operations on permanent plots, a tool that contains all the information and technical specifications necessary for carrying out the monitoring operation and the maintenance of the instruments. The manual includes the data quality control, the survey sheets with the relative coding and the instructions for data transmission. The manual consists of 14 chapters for as many actions. This version is to be considered a “trial” version, and it will be tested during the first year of surveys. The final version will be made available after testing.

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI





LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA Cap. 1

### **Procedure per la valutazione della condizione delle chiome**

*Procedures for assessing the condition of the crown*

Bussotti F., Pollastrini M., Iacopetti G., Bettini D., Cenni E., Panzavolta T., Bracalini M.,  
Benassai D., Ghelardini L., Moricca S.

*Università degli Studi di Firenze - DAGRI*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI



## Sommario

<b>Sommario</b> .....	<b>3</b>
<b>1 INTRODUZIONE</b> .....	<b>1</b>
<b>2 Selezione delle aree e delle piante campione</b> .....	<b>2</b>
<b>2.1 Livello I</b> .....	<b>2</b>
2.1.1 Integrazione DEL CAMPIONE in aree esistenti E/O temporaneamente sospese.....	2
<b>2.2 Livello II</b> .....	<b>3</b>
2.2.1 Aree installate in ambito CONECOFOR .....	3
2.2.2 Aree successivamente incorporate in CONECOFOR .....	4
2.2.3 Numerazione degli alberi campione in AREE CONECOFOR .....	4
2.2.4 Numerazione degli alberi campione in aree successivamente incorporate in CONECOFOR .....	4
2.2.5 Sostituzione degli alberi campione .....	4
<b>3 OPERAZIONI PRELIMINARI</b> .....	<b>5</b>
<b>3.1 Composizione e attrezzatura della squadra di rilievo</b> .....	<b>5</b>
<b>3.2 Quality Assurance</b> .....	<b>5</b>
<b>3.2 Tempistica delle valutazioni</b> .....	<b>5</b>
<b>3.3 Interferenze</b> .....	<b>6</b>
<b>3.4 Sicurezza</b> .....	<b>6</b>
<b>4 VALUTAZIONE DELLA CONDIZIONE DELLE CHIOME</b> .....	<b>7</b>
<b>4.1 Cosa viene valutato</b> .....	<b>7</b>
<b>4.2 Delimitazione della chioma valutabile</b> .....	<b>9</b>
<b>4.3 Casi particolari</b> .....	<b>11</b>
4.3.1 Polloni su ceppaia .....	11
4.3.2 Pianta con due chiome separate e distinguibili .....	12
4.3.3 Piante con chioma secondaria o di sostituzione .....	12
4.3.4 ALTRI CASI PARTICOLARI .....	13
<b>4.4 Posizione di valutazione</b> .....	<b>14</b>
<b>4.5 Procedura di valutazione</b> .....	<b>15</b>
<b>4.6 Valutazione della Trasparenza del fogliame</b> .....	<b>15</b>
<b>4.7 Valutazione delle cause di danno</b> .....	<b>16</b>
Definizioni .....	17
<b>5 La Scheda di Valutazione</b> .....	<b>18</b>
<b>5.1 Dati generali</b> .....	<b>18</b>
5.1.1 Paese – Codice Nazione (Livello I e Livello II).....	18
5.1.2 Operatore (Livello II).....	18
5.1.3 Data rilevamento (Livello I e Livello II).....	18
5.1.4 Numero del dell'area di monitoraggio (Livello I e Livello II).....	18
5.1.5 Coordinate area (Livello I e Livello II).....	18
5.1.6 Altitudine (Livello I e Livello II).....	19
5.1.7 Esposizione (Livello I e Livello II).....	19
5.1.8 Disponibilità di acqua per la specie principale (Livello I) .....	19
5.1.9 Tipo di humus (Livello I).....	19
5.1.10 Età media del piano dominante (Livello I) .....	20
5.1.11 Categoria e Sottocategoria Forestale INFC (Livello I e II) .....	20
<b>5.2 Dati sulle singole piante</b> .....	<b>20</b>
5.2.1 Numero dell'albero (Livello I e Livello II).....	20
5.2.2 Specie (Livello I e Livello II) .....	20
5.2.3 Diametro (Livello I e Livello II).....	20
5.2.4 Rimozioni e mortalità (Livello i e Livello ii).....	21

5.2.5	Posizione sociale (Livello I e Livello II).....	22
5.2.6	Compressione della chioma (Livello I e Livello II) .....	23
5.2.7	POSIZIONE RELATIVA DELLA CHIOMA (livello II) .....	24
5.2.8	Visibilità (Livello I e Livello II) .....	25
5.2.9	Struttura della ramificazione (Picea spp, e Pinus sp.pl) - (Livello I e Livello II) .....	25
5.2.10	Struttura ramificazione (Fagus) (Livello I e livello II) .....	27
5.2.11	Chioma valutabile (livello i e ii).....	30
5.2.12	TRASPARENZA .....	30
5.2.13	Fruttificazione (Livello I e Livello II) .....	30
5.2.14	Parte della pianta danneggiata (Livello I e Livello II) e localizzazione nella chioma .....	30
5.2.15	Sintomo/Segno (Livello I e Livello II) .....	31
5.2.16	Descrizione del sintomo/segno (Livello II) .....	32
5.2.17	Età del danno (Livello I e Livello II).....	34
5.2.18	Agente/Fattore causale (Livello I e Livello II) .....	34
5.2.19	Nome dell'agente (Livello I e Livello II) .....	38
5.2.20	Diffusione (Livello I e Livello II).....	38
<b>5.3</b>	<b>Valutazione piante morte.....</b>	<b>39</b>
5.3.1	Dati da rilevare solo nell'anno di rilevazione della morte della pianta e relativi codici (Livello I e Livello II) .....	39
5.3.2	Dati da rilevare fino alla rimozione della pianta o al suo crollo e relativi codici (Livello II) .....	41
<b>6</b>	<b>TRASMISSIONE DEI DATI.....</b>	<b>42</b>
<b>7</b>	<b>BIBLIOGRAFIA .....</b>	<b>42</b>
<b>8</b>	<b>Indirizzi utili.....</b>	<b>45</b>
	ANNESSE I- Elenco delle aree permanenti Livello I .....	46
	ANNESSE II - Elenco delle aree permanenti Livello II .....	51
	ANNESSE III - Elenco delle categorie e sottocategorie forestali.....	52
	ANNESSE IV – Codici delle Specie .....	54
	Latifoglie.....	54
	Conifere .....	54
	ANNESSE V - CODICI SINTOMI.....	55
	<b>ANNESSE VI – Insetti delle Conifere .....</b>	<b>57</b>
	<b>ANNESSE VII – Insetti delle Latifoglie.....</b>	<b>60</b>
	<b>ANNESSE VIII – Funghi delle Conifere.....</b>	<b>63</b>
	<b>ANNESSE IX – Funghi delle Latifoglie .....</b>	<b>66</b>
	<b>ANNESSE X - Lista dei sintomi con una selezione di possibili agenti e fattori.....</b>	<b>69</b>
	Latifoglie.....	69
	Conifere .....	71
	<b>ANNESSE XI - integrazione dei rilievi delle condizioni delle chiome nelle aree della rete di Livello I – ICP Forests (Italia) .....</b>	<b>75</b>

# 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'elenco delle aree di Livello I è fornito nell'Annesso I.

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.

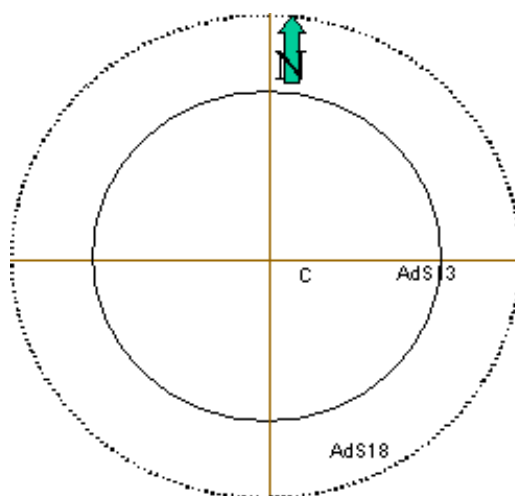


Figura2.1 - Configurazione delle aree di campionamento (AdS13 e AdS18).

#### 2.1.1 INTEGRAZIONE DEL CAMPIONE IN AREE ESISTENTI E/O TEMPORANEAMENTE SOSPENSE

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. L'elenco delle aree di Livello II è fornito nell'Annesso II.

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).

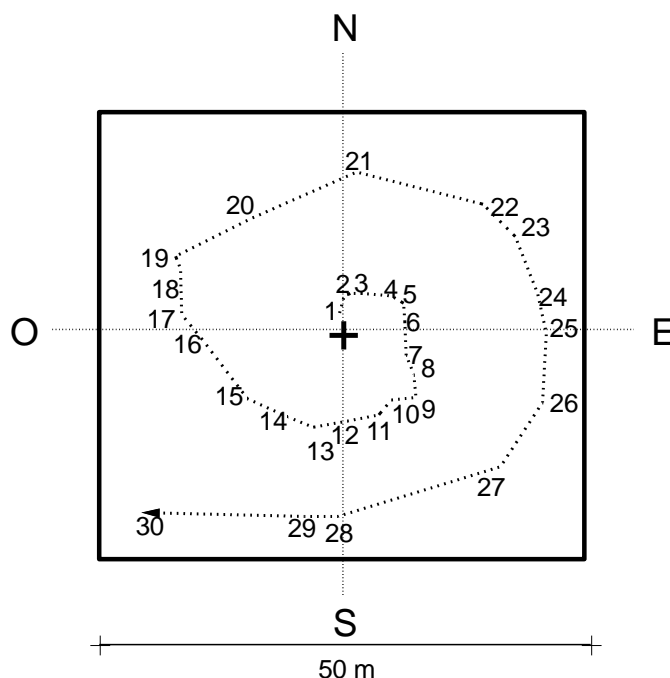


Figura 2.2 - Schema del metodo di campionamento degli alberi usato nelle aree di Livello II. I numeri riportati indicano la progressione della selezione (non la numerazione degli alberi selezionati).

### **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 campionamento. 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 ( $\pm 10$  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 stagionali, 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 se 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.);

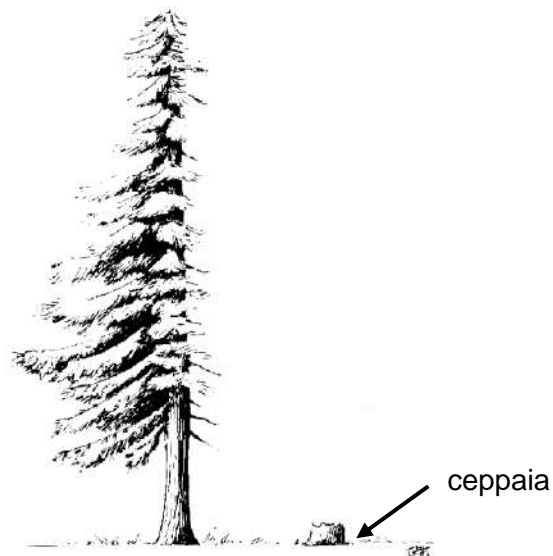


Figura 4.1 - *Influenza dei fattori colturali: il residuo di ceppaia testimonia che parte della chioma è cresciuta delimitata a destra (da Cenni et al., 1995). Spostare la freccia a destra, sopra la ceppaia*

- *fattori ontogenetici.* L'età della pianta influenza notevolmente la forma della chioma (Figura 4.2 e Figura 4.). Si tratta di un aspetto estremamente importante dal momento che molti dei sintomi da osservare sono ascrivibili a manifestazioni di senescenza precoce.

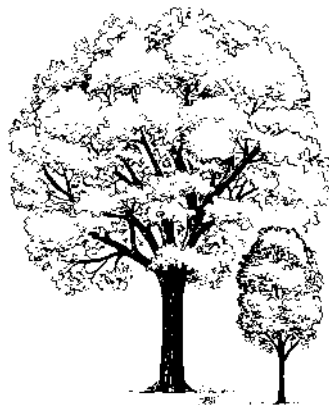


Figura 4.2 - *Aspetto di una quercia adulta e di una giovane (da Cenni et al., 1995).*

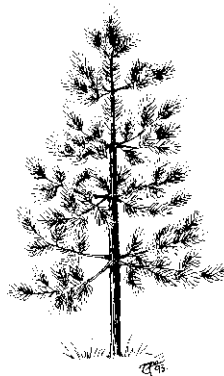


Figura 4.3 - *Una pianta giovane con flussi di crescita sostenuti può dare un'impressione di chioma meno densa da Cenni et al., 1995).*

- *fattori stagionali*. 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.

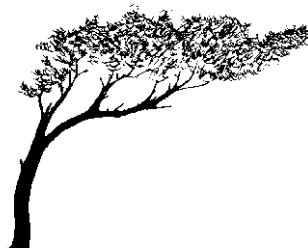


Figura 4.4 - *Influenza del vento nello sviluppo della chioma (da Cenni et al., 1995).*

## 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 processo 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 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).**

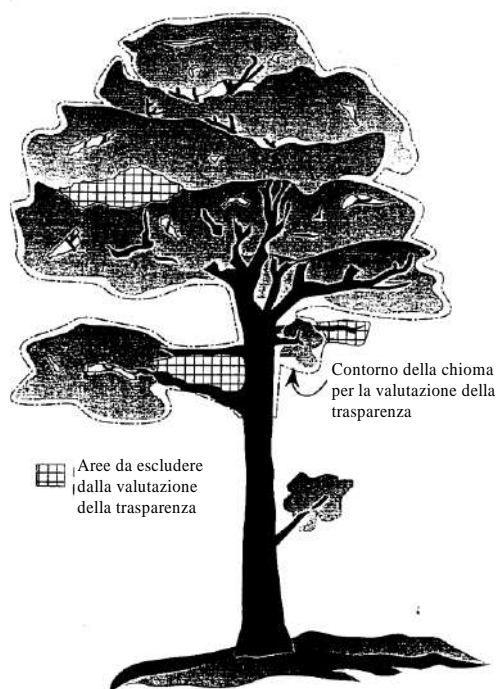


Figura 4.5. - *Delimitazione delle aree della chioma da includere od escludere nella valutazione della trasparenza (da Eichhorn et al., 1998).*

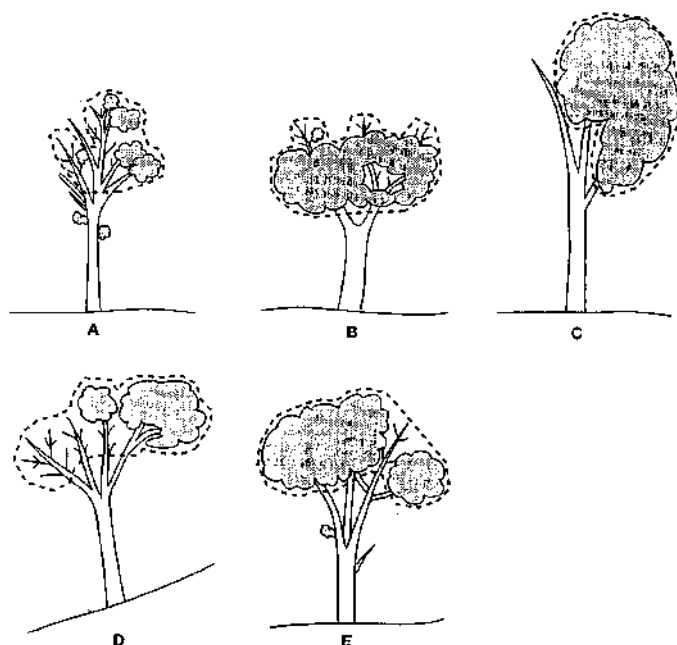


Figura 4.6 - *Perimetrazione della chioma da valutare in alberi isolati mostrando le aree con rami secchi da includere od escludere. I rami morti con monconi come il lato sinistro della figura C sono esclusi dalla chioma valutabile. Rami morti recentemente (indicati dalla presenza di ramificazione secondaria) sono inclusi, come mostrato dalla parte sinistra della figura D (da Eichhorn et al., 1998).*

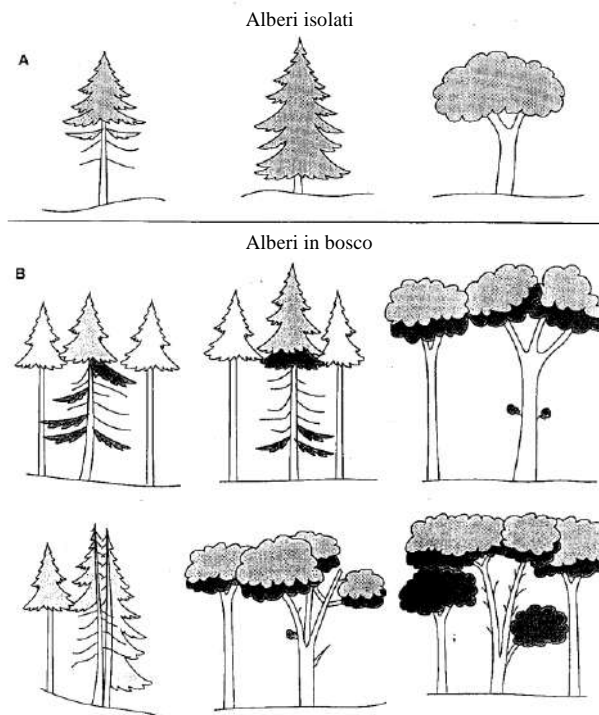


Figura 4.7. - Chioma valutabile (indicata in chiaro) in alberi isolati ed alberi in bosco. Le zone da escludere sono indicate in scuro (da Eichhorn et al., 1998).

## 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).

### **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%).



Figura 4.9 - *Pianta con chioma separata (da Cenni et al., 1995).*

### **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), e pertanto non rientrano nel computo della trasparenza, tranne il caso in cui essi abbiano raggiunto uno sviluppo tale da sostituire la chioma principale.



Figura 4.10 - *Pianta con rami di sostituzione (rami epicormici) sul fusto (da Cenni et al., 1995).*

#### 4.3.4 ALTRI CASI PARTICOLARI

Caso	Specifiche	Valutazione
1) Pianta che perde i requisiti di visibilità della chioma ( <b>Livello I e II</b> )		Si compila l'indice "rimozione e mortalità" con il codice 29
2) Pianta non appartenente più alle classi di Kraft 1, 2, 3 ( <b>Livello I</b> )		Si compila l'indice "rimozione e mortalità" con il codice 23
3) Pianta morta ( <b>Livello I e II</b> )	E' la pianta che non ha più tessuti vivi	Defogliazione: 100%
4) Piante con chioma completamente disseccata ma non morta, con o senza rami epicormici sul fusto ( <b>Livello I e II</b> )		Non è da considerarsi morta e viene attribuito il valore convenzionale di 99%
5) Pianta sradicata ( <b>Livello I e II</b> )	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 ( <b>Livello I e II</b> )	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 <b>codice 22</b>
7) Pianta che ha perduto parte della chioma ( <b>Livello I e II</b> )	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 ( <b>Livello I</b> )	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 ( <b>Livello I e II</b> )	E' la pianta non più rintracciabile nell'AdS	Si mantiene la numerazione originaria e si compila l'indice "rimozione e mortalità" con il <b>codice 7</b>
10) Pianta ritrovata ( <b>Livello I e II</b> )	Pianta ritrovata	Si mantiene la numerazione originaria e si compila l'indice "rimozione e mortalità" con il <b>codice 3</b>
11) Pianta tagliata ( <b>Livello I e II</b> )	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:

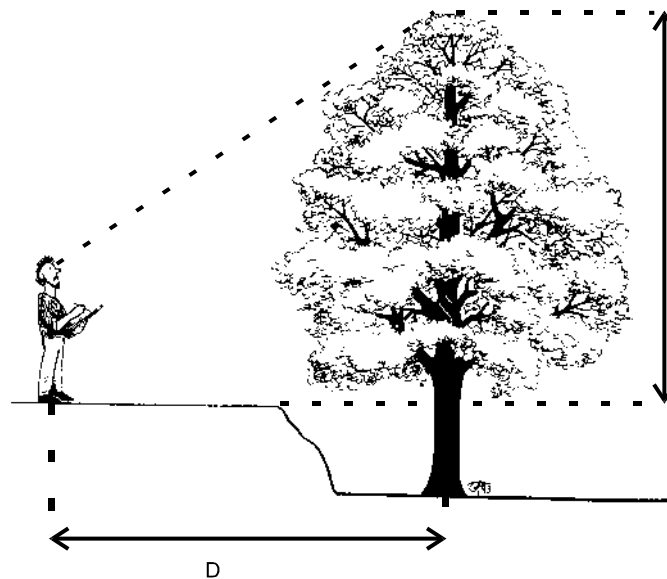


Figura 4.11 - Posizione ottimale del rilevatore (da Cenni et al., 1995).

- ☛ 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 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  $90^\circ$ . 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 indipendentemente 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 stagionali. 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 accartocciamento
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 stagione.
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'obbiettivo 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 scoloramento). 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).
- ☛ **Scoloramento:** 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 (Vedi lista in Annessi I-II)

### **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: < - 50m	18: 851 - 900 m	35: 1701 - 1750 m
2: 51 - 100m	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 III)

## **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 IV.

### **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 (Figura5.):

- 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 chiara etc.)

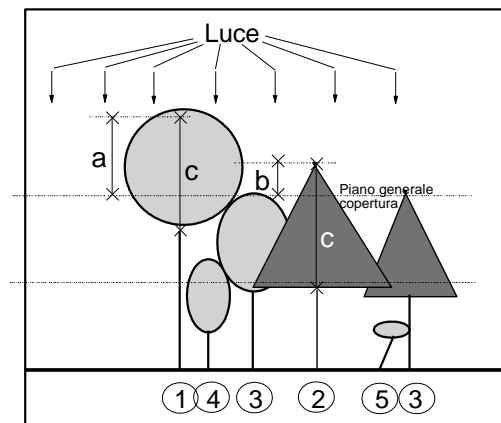


Figura5.1 - Valutazione della posizione sociale delle piante. 1: pre-dominante; 2: dominante; 3: co-dominante; 4: dominata; 5: pianta morta. Nelle piante superdominanti, la chioma è per metà sopra il piano della copertura ( $a > 1/2 c$ ); nelle piante dominanti la chioma è per un terzo superiore al piano 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)

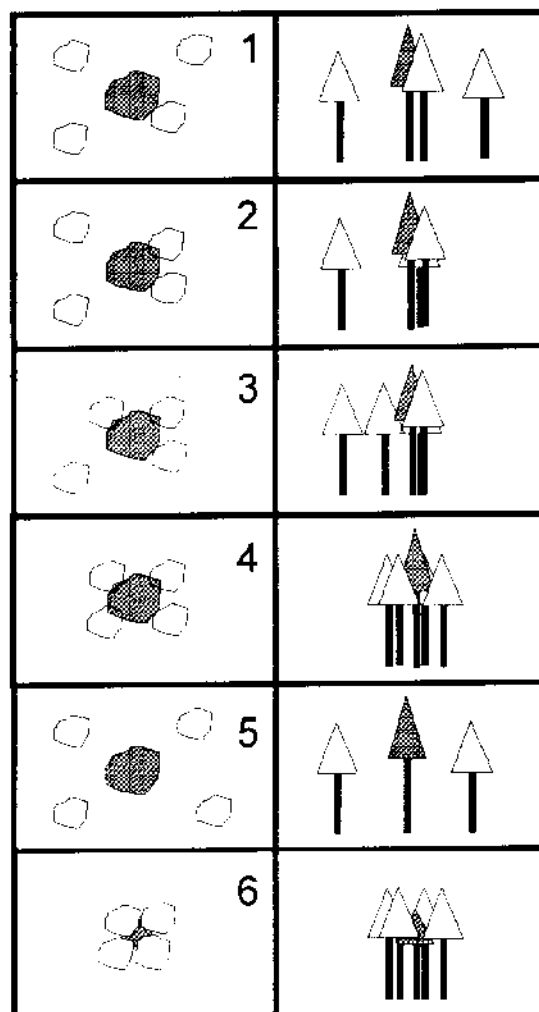


Figura 5.2 - Gradi di compressione della chioma. 1: chioma evidentemente compressa su 1 lato; 2: chioma evidentemente compressa su 2 lati; 3: chioma evidentemente compressa su 3 lati; 4: chioma evidentemente compressa su 4 lati; 5: chioma libera o senza evidenti effetti di competizione; 6: dominata (chioma senza luce anche dall'alto). (modificato da Cenni et al., 1995).

## 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.

### 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.

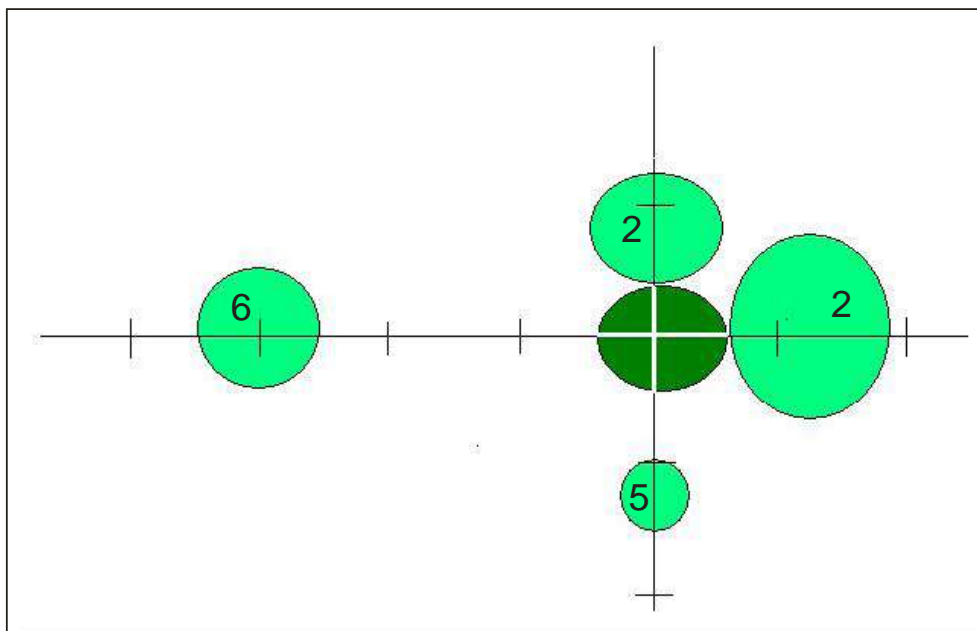


Figura 5.3 – Calcolo della posizione relativa della chioma:  $(\text{val. 1} + \text{val. 2} + \text{val. 3} + \text{val. 4}) / 4$ .

*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.

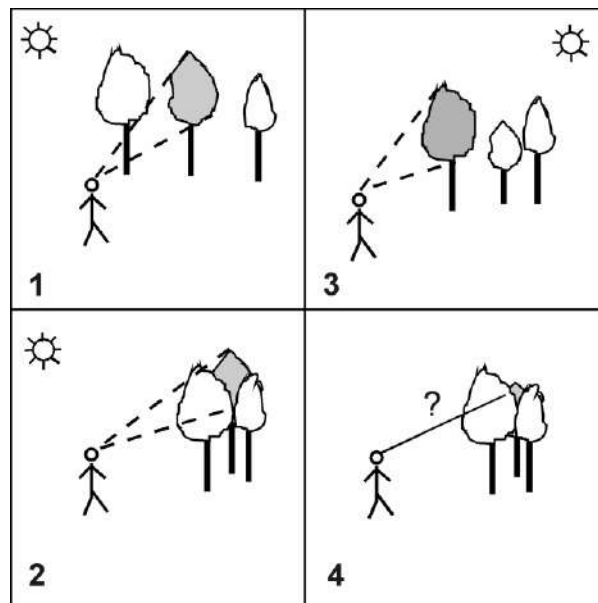


Figura 5.4- Gradi di visibilità della chioma degli alberi. 1: chioma completamente visibile; 2: chioma solo parzialmente visibile; 3: chioma osservabile solo controluce; 4: chioma non visibile.

## 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 ):

- 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. a 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. a 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 paraboloidale 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.

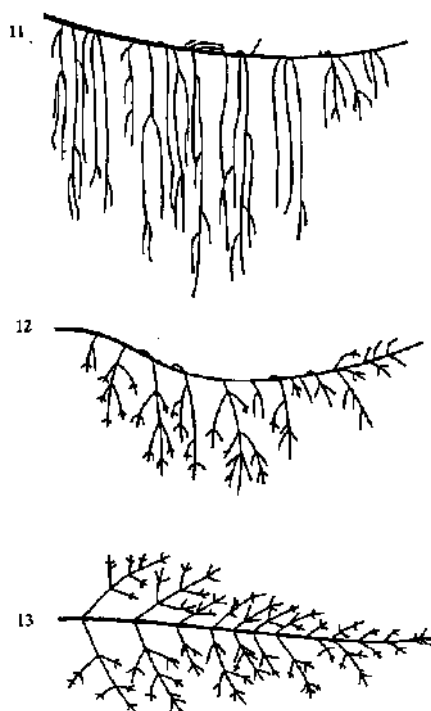


Figura 5.5. - Ramificazione nell'abete rosso. 11. pettine; 12. spazzola; 13. appiattito. (da Eichhorn et al., 1998)

***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)

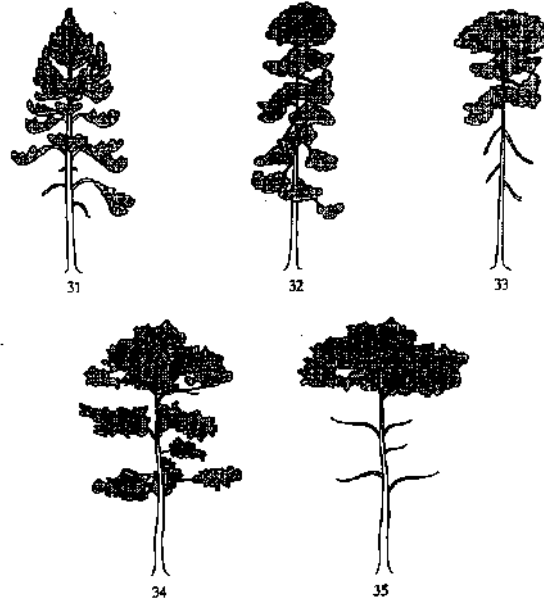


Figura 5.6.- Stadi di progressiva alterazione della ramificazione nel pino silvestre (da Eichhorn et al., 1998).

### 5.2.10 STRUTTURA RAMIFICAZIONE (*FAGUS*) (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

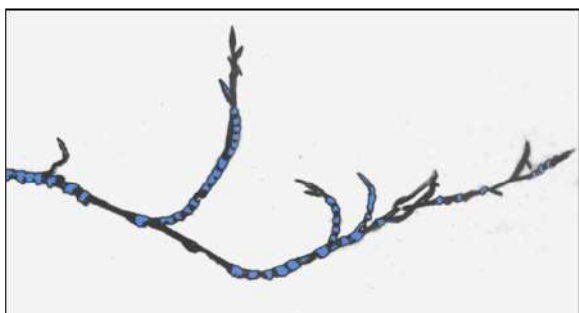


3: crescita apicale vigorosa, i getti laterali sono ancora formati ma si presentano raccorciati (per es. formazione delle fruste nel faggio)



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 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 riferimento 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 PARTE DELLA PIANTA DANNEGGIATA (LIVELLO I E LIVELLO II) E LOCALIZZAZIONE NELLA CHIOMA**

#### 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 "Specificità 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).

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		
Pianta morta		4		
Nessun sintomo su qualsiasi parte della pianta		0		
Valutazione non effettuata		9		

Tabella 5-1 - Localizzazione del danno sulla pianta, specifica e relativo codice di identificazione

Codici specifici devono essere utilizzati nei seguenti casi:

#### **Piante morte**

Per le piante morte deve essere utilizzato il **codice 4**. Cause riconoscibili della morte devono essere riportate nella colonna degli agenti/fattori (vedi paragrafo 5.3).

#### **Nessun sintomo osservato su qualsiasi parte della pianta**

Il **codice 0** deve essere utilizzato nella casella parte della pianta danneggiata quando non sono stati osservati sintomi su nessuna parte della pianta, né sulle foglie né sui rami né sul fusto, mentre le rimanenti caselle (localizzazione, sintomo/segno, descrizione del sintomo/segno, agente, nome dell'agente, diffusione) devono essere lasciate vuote.

#### **Valutazione non effettuata**

In tutti i casi in cui non è stato possibile effettuare la valutazione si deve utilizzare il **codice 9**.

**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.**

### **5.2.15 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 scolitide) 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.**

## **5.2.16 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 Tabella 5-2, Tabella 5-3 e Tabella 5-4.e riassunto nell'annesso.

***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 "Specifica del sintomo/segno" e relativo codice vuote, la casella della scheda deve essere lasciata vuota.***

## SINTOMI SU FOGLIE

Sintomo/segno	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 abscisse)	36
Alterazioni cromatiche da verde pallido a giallo	2	Su tutta la foglia	37
Alterazioni cromatiche da arrossamenti a viraggi di colore bruno (includo necrosi)	3	A chiazze, punteggiature	38
		Marginale	39
Bronzatura	4	A bande	40
		Internervale	41
Altri colori	5	Apicale	42
		Su gran parte della foglia	43
		Lungo le nervature	44
Microfillia	6		
Altre dimensioni anomale delle foglie (ipertrofe)	7		
Deformazioni	8	Imbarcamento	45
		Incurvamento	46
		Arrotolamento	47
		Torsione del picciolo	48
		Deformazioni limitate a singole parti (arricciamento, bollosità)	49
		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 5-2 - Elenco dei sintomi/segno su foglie/ghi e loro codifica

## SINTOMI SU RAMI

Sintomo/segno	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
		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 5-3 – Elenco dei sintomi/segni su rami/rametti/gemme e loro codifica

## SINTOMI SUL FUSTO

Sintomo/segno	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		

Tabella 5-4 - Elenco dei sintomi/segni sul fusto/colletto/radici visibili e loro codifica

### 5.2.17 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 entrambi le classi precedenti.
- 9: non definita

### 5.2.18 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.

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

Tabella 5-5 - Le principali categorie di agenti causali/fattori.

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
		Sciattolo	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 cancro (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 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 selvicolturali	540	Tagli, abbattimento	541		
		Potature, spalcatore	542		
		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 sp</i>		81004	Tutte le specie	
		<i>Clematis spp</i>		81005	Tutte le specie	
		<i>Clematis vitalba</i>		81006	Tutte le specie	
		<i>Loranthus europaeus.</i>		81007	Tutte le specie	
		Humulus lupulus		81008	Tutte le specie	
		Vitis vinifera		81009	Tutte le specie	
		Smilax aspera		81010	Tutte le specie	
		Rosa spp.		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).

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	

Figura 5.8 – Esempio compilazione di scheda con segnalazione di più sintomi/segni sulla stessa pianta.

☛ 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".

### 5.2.19 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.

### 5.2.20 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 (Ann. 7.2)

##### Valutazione

I codici attribuiti nel 1° anno del rilevamento della morte della pianta sono indicati in Figura per il Livello I in Figura 5.9 per il Livello II.

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	Parte della pianta danneggiata	Sintomo/Segno	Età del danno	Agente	Nome dell'Agente	Diffusione	Note	
												100		4							
indicatori da compilare come indicato nelle rispettive sezioni																					
caselle da lasciare vuote																					

Figura 5.9 - Esempio di scheda di Livello I 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	Parte della pianta danneggiata	Localizzazione nella chioma	Sintomo/Segno	Descrizione del sintomo/segno	Età del danno	Agente	Nome dell'Agente	Diffusione	Note	
		15							100		4									
indicatori da compilare come indicato nelle rispettive sezioni																				
caselle da lasciare vuote																				

Figura 5.10 - Esempio di scheda di Livello II compilata nel caso di pianta morta nel 1° anno di rilevamento.

### 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 esemplificata 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).

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	Parte della pianta danneggiata	Localizzazione nella chioma	Sintomo/Segno	Descrizione del sintomo/segno	Età del danno	Agente	Nome dell'Agente	Diffusione	Note					
											4													
indicatori da compilare come indicato nelle rispettive sezioni																								
caselle da lasciare vuote																								

Figura 5.11 - Esempio di scheda compilata nel caso di pianta morta nel 2° anno di rilevamento e successivi.

## 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 I6 e per il Livello II. E' 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 dello scolorimento autunnale delle foglie (fine di Agosto) e può essere concesso effettuare osservazione entro la metà del mese di Settembre.

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

Tabella 6-6 - Scadenze previste per la campagna dei rilevamenti sulle aree della rete europea (Livello I e II) .

67

## 7 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 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, 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.

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.

## 8 INDIRIZZI UTILI

Col. Giancarlo Papitto, App. Sc. Domenico Di Martino, App. Sc. Claudia Cindolo,  
App. Sc. Cristiana Cocciufa

Comando Carabinieri per la Tutela della Biodiversità e dei Parchi

Ufficio Studi e Progetti

Via G. Carducci, 5

00187 ROMA

Tel. 0646657163

E mail: [giancarlo.papitto@carabinieri.it](mailto:giancarlo.papitto@carabinieri.it), [domenico1.dimartino@carabinieri.it](mailto:domenico1.dimartino@carabinieri.it), [claudia.cindolo@carabinieri.it](mailto:claudia.cindolo@carabinieri.it),  
[cristiana.cocciufa@carabinieri.it](mailto:cristiana.cocciufa@carabinieri.it)

Prof. Filippo Bussotti, Dr.ssa Martina Pollastrini, Dr. Enrico Cenni, Dr. Davide Bettini; Dr. Giovanni Iacopetti  
Università degli Studi di Firenze

Dipartimento di Scienze e Tecnologie Agrarie, Alimentari Ambientali e Forestali

Piazzale delle Cascine 28 - 50144 Firenze (FI)

Tel.: 055 2755851 (F. Bussotti); 055 2755852 (M. Pollastrini)

E mail: [filippo.bussotti@unifi.it](mailto:filippo.bussotti@unifi.it), [martina.pollastrini@unifi.it](mailto:martina.pollastrini@unifi.it), [enrico.cenni@unifi.it](mailto:enrico.cenni@unifi.it), [davide.bettini@unifi.it](mailto:davide.bettini@unifi.it),  
[giovanni.iacopetti@unifi.it](mailto:giovanni.iacopetti@unifi.it)

### [FITOPATOLOGIA]

Prof. Salvatore Moricca, Dr. Luisa Ghelardini

Università degli Studi di Firenze

Dipartimento di Scienze e Tecnologie Agrarie, Alimentari Ambientali e Forestali

Piazzale delle Cascine 28 - 50144 Firenze (FI)

Tel.: 055 2755864 (S. Moricca); 055 2755865 (L. Ghelardini)

E mail: [salvatore.moricca@unifi.it](mailto:salvatore.moricca@unifi.it), [luisa.ghelardini@unifi.it](mailto:luisa.ghelardini@unifi.it)

### [ENTOMOLOGIA]

Prof. Tiziana Panzavolta, Dr. Matteo Bracalini

Università degli Studi di Firenze

Dipartimento di Scienze e Tecnologie Agrarie, Alimentari Ambientali e Forestali

Piazzale delle Cascine 28 - 50144 Firenze (FI)

Tel.: 055 2755552 (T. Panzavolta); 055 2755551 (M. Bracalini)

E mail: [tiziana.panzavolta@unifi.it](mailto:tiziana.panzavolta@unifi.it), [matteo.bracalini@unifi.it](mailto:matteo.bracalini@unifi.it)

## ANNESSE I- ELENCO DELLE AREE PERMANENTI LIVELLO I

N.	Plot	codice	Comune	PROV.	REG.	Lat.	Long.	Lat.	Long.
1	7	C0007	Nova Ponente	BZ	BOL	46.4408	11.4211	462627	112516
2	27	C0027	Cortaccia	BZ	BOL	46.2840	11.1781	461702	111050
3	35	C0035	Meltina	BZ	BOL	46.5905	11.2197	463520	111308
4	41	C0041	Forni Avoltri	UD	FRI	46.6247	12.7794	463729	124646
5	42	C0042	Vanga	BZ	BOL	46.5835	11.4275	463505	112539
6	47	C0047	Livigno	SO	LOM	46.4787	10.1065	462844	100626
7	48	C0048	Valdidentro	SO	LOM	46.4759	10.3408	462835	102030
8	49	C0049	Fondo	TN	TRE	46.4637	11.1612	462751	110943
9	52	C0052	Canazei	TN	TRE	46.4500	11.7847	462703	114711
10	56	C0056	S. Vito di Cadore	BL	VEN	46.4480	12.1606	462656	120942
11	57	C0057	Pieve di Cadore	BL	VEN	46.4547	12.3559	462717	122124
12	60	C0060	Zuglio	UD	FRI	46.4666	12.9795	462759	125852
13	61	C0061	Venzona	UD	FRI	46.3355	13.2191	462007	131311
14	69	C0069	Sondalo	SO	LOM	46.3410	10.3379	462029	102018
15	71	C0071	Pejo	TN	TRE	46.3367	10.7281	462012	104341
16	72	C0072	Cles	TN	TRE	46.3317	10.9606	461957	105742
17	73	C0073	Coredo	TN	TRE	46.3291	11.1554	461946	110924
18	74	C0074	Scenna	BZ	BOL	46.7322	11.2242	464358	111329
19	75	C0075	Predazzo	TN	TRE	46.3194	11.5851	461914	113506
20	76	C0076	Tonadico	TN	TRE	46.3150	11.7783	461856	114646
21	86	C0086	Varzo	VB	PIE	46.2113	8.2337	461242	81406
22	94	C0094	Bianzone	SO	LOM	46.2085	10.1008	461232	100606
23	95	C0095	Monno	BS	LOM	46.2064	10.3342	461223	102006
24	99	C0099	Faedo	TN	TRE	46.1937	11.1492	461140	110905
25	100	C0100	Bedollo	TN	TRE	46.1900	11.3448	461125	112044
26	101	C0101	Castello Tesino	TN	TRE	46.1847	11.5776	461107	113442
27	105	C0105	Prato a. Stelvio	BZ	BOL	46.5986	10.5919	463558	103534
28	111	C0111	Silandro	BZ	BOL	46.5957	10.7985	463547	104805
29	114	C0114	Villadossola	VB	PIE	46.0479	8.2359	460259	81414
30	116	C0116	Cannobio	VB	PIE	46.0511	8.6630	460306	83950
31	117	C0117	Valsorda	CO	LOM	46.0522	9.0892	460308	90525
32	119	C0119	Premana	CO	LOM	46.0513	9.4774	460305	92841
33	120	C0120	Valleve	BG	LOM	46.0493	9.7098	460300	94239
34	127	C0127	Trento	TN	TRE	46.0317	11.1439	460157	110842
35	128	C0128	Levico	TN	TRE	46.0281	11.3381	460142	112019
36	130	C0130	Fonzaso	BL	VEN	46.0189	11.7644	460108	114552
37	131	C0131	Lentiai	BL	VEN	46.0125	11.9903	460045	115925
38	132	C0132	Fregona	TV	VEN	46.0241	12.3787	460120	122238
39	133	C0133	Bressanone	BZ	BOL	46.7236	11.6436	464326	113836
40	147	C0147	Baveno	VB	PIE	45.9152	8.4700	455458	82816
41	148	C0148	Cittiglio	VA	LOM	45.9162	8.6639	455500	83953
42	149	C0149	Cuasso al Monte	VA	LOM	45.9171	8.8571	455502	85129
43	150	C0150	Schignano	CO	LOM	45.9152	9.0876	455502	90524
44	151	C0151	Castelrotto	BZ	BOL	46.5803	11.6361	463449	113810
45	152	C0152	Cremono	CO	LOM	45.9164	9.4769	455459	92837
46	153	C0153	Oltre il Colle	BG	LOM	45.9144	9.7079	455454	94233
47	154	C0154	Ardesio	BG	LOM	45.9133	9.9015	455449	95409
48	155	C0155	Castione d. Presolana	BG	LOM	45.9119	10.0958	455443	100545
49	156	C0156	Bienno	BS	LOM	45.9094	10.3111	455434	101840
50	157	C0157	Condino	TN	TRE	45.9067	10.5205	455426	103117
51	158	C0158	Concei	TN	TRE	45.9041	10.7135	455417	104253
52	160	C0160	Folgaria	TN	TRE	45.8968	11.1388	455351	110823
53	161	C0161	Lastebasse	VI	VEN	45.8932	11.3322	455336	111958
54	162	C0162	Gallio	VI	VEN	45.8880	11.5639	455319	113353
55	163	C0163	Cismon del Grappa	VI	VEN	45.8839	11.7578	455302	114528

56	170	C0170	Campo di Trens	BZ	BOL	46.8722	11.4388	465221	112626
57	174	C0174	Quart	AO	VA	45.7709	7.4299	454617	72551
58	179	C0179	Inverio	NO	PIE	45.7808	8.4705	454652	82821
59	184	C0184	Torre dei Busi	LC	LOM	45.7817	9.4754	454653	92833
60	185	C0185	Zogno	BG	LOM	45.7797	9.7064	454648	94226
61	186	C0186	Bianzano	BG	LOM	45.7781	9.8991	454643	95401
62	187	C0187	Pisogne	BS	LOM	45.7769	10.0931	454637	100535
63	190	C0190	Tignale	BS	LOM	45.7689	10.7098	454610	104237
64	193	C0193	Schio	VI	VEN	45.7581	11.3262	454531	111938
65	204	C0204	S. Martino in Badia	BZ	BOL	46.7189	11.8522	464308	115108
66	216	C0216	Caino	BS	LOM	45.6122	10.3200	453645	101915
67	217	C0217	Anterselva	BZ	BOL	46.8572	12.0694	465126	120410
68	219	C0219	S. Anna Alfaedo	VR	VEN	45.6042	10.9362	453614	105610
69	236	C0236	S. Candido	BZ	BOL	46.7074	12.2692	4670739	1226920
70	254	C0254	Pertusio	TO	PIE	45.3413	7.6330	452031	73803
71	255	C0255	Mercenasco	TO	PIE	45.3444	7.8639	452040	75150
72	279	C0279	Novalesa	TO	PIE	45.1704	7.0267	451016	70139
73	305	C0305	Oulx	TO	PIE	45.0319	6.8412	450158	65030
74	306	C0306	Usseaux	TO	PIE	45.0358	7.0310	450210	70156
75	327	C0327	S. Benedetto Val di Sambro	BO	EMI	44.1661	11.2625	445834	111743
76	334	C0334	Porte	TO	PIE	44.9036	7.2641	445418	71552
77	343	C0343	Rocca Susella	PV	LOM	44.9181	9.0886	445505	90519
78	360	C0360	Bagnolo Piemonte	CN	PIE	44.7434	7.2674	444435	71610
79	368	C0368	Cassano Spinola	AL	PIE	44.7555	8.8598	444522	85139
80	370	C0370	Brallo di Pregola	PV	LOM	44.7553	9.2766	444521	91640
81	385	C0385	Ponte Chianale	CN	PIE	44.6044	7.0467	443616	70248
82	387	C0387	Manta	CN	PIE	44.6108	7.4750	443639	72830
83	391	C0391	S. Giorgio Scarampi	AT	PIE	44.6190	8.2560	443707	81522
84	392	C0392	Grogardo	AL	PIE	44.6195	8.4824	443712	82859
85	393	C0393	Belforte Monferrato	AL	PIE	44.6216	8.6751	443714	84020
86	394	C0394	Voltaggio	AL	PIE	44.6208	8.8600	443716	85140
87	398	C0398	Bardi	PR	EMI	44.6184	9.6921	443708	94135
88	399	C0399	Varsi	PR	EMI	44.6171	9.8814	443704	95256
89	411	C0411	Prazzo	CN	PIE	44.4694	7.0511	442810	70304
90	412	C0412	Cartignano	CN	PIE	44.4731	7.2775	442823	71639
91	417	C0417	Dego	SV	LIG	44.4831	8.2568	442901	81529
92	419	C0419	Ceranesi	GE	LIG	44.4850	8.8601	442910	85141
93	421	C0421	Rezzoaglio	GE	LIG	44.4851	9.2755	442909	91635
94	422	C0422	S. Stefano d'Aveto	GE	LIG	44.4854	9.4644	442906	92755
95	423	C0423	Albareto	PR	EMI	44.4832	9.6904	442902	94129
96	424	C0424	Borgo Val di Taro	PR	EMI	44.4821	9.8789	442858	95248
97	425	C0425	Carpineti	RE	EMI	44.4764	10.1503	442835	100901
98	426	C0426	Palanzano	PR	EMI	44.4782	10.2942	442843	101742
99	439	C0439	Chiusa Pesio	CN	PIE	44.3156	7.6574	441858	73929
100	441	C0441	Bagnasco	CN	PIE	44.3198	8.0712	441913	80419
101	442	C0442	Pallare	SV	LIG	44.3210	8.2591	441918	81536
102	443	C0443	Sestri Levante	GE	LIG	44.3224	9.4629	441923	92750
103	444	C0444	Sesta Godano	SP	LIG	44.3214	9.6886	441919	94122
104	448	C0448	Villa Minozzo	RE	EMI	44.3152	10.4786	441852	102846
105	449	C0449	Palagano	MO	EMI	44.3114	10.6663	441843	104003
106	452	C0452	Marzabotto	BO	EMI	44.3014	11.2689	441805	111608
107	459	C0452	Garessio	CN	PIE	44.1848	8.0732	441107	80426
108	461	C0461	Bolano	SP	LIG	44.1849	9.8747	441108	95232
109	464	C0464	Castiglione di Garfagnana	LU	TOS	44.1789	10.4750	441046	102834
110	475	C0475	Pieve di Teco	IM	LIG	44.0480	7.8886	440255	75320
111	476	C0476	Casanova Lerrone	SV	LIG	44.0494	8.0750	440301	80434
112	482	C0482	Cantagallo	PO	TOS	44.0344	11.0707	440207	110417
113	483	C0483	Barberino di Mugello	FI	TOS	44.0310	11.2576	440154	111531
114	484	C0484	Borgo S. Lorenzo	FI	TOS	44.0267	11.4823	440137	112859
115	501	C0501	Bagno di Romagna	FO	EMI	43.8555	11.8480	435123	115057
116	502	C0502	Sarsina	FO	EMI	43.8543	12.0995	435118	120603

117	504	C0504	Montegrimano	PU	MAR	43.8639	12.4727	435150	122826
118	512	C0512	Vaglia	FI	TOS	43.8691	11.2515	435211	111509
119	514	C0514	Castel S. Niccolo'	AR	TOS	43.7258	11.6567	434333	113924
120	525	C0525	Montaione	FI	TOS	43.6060	10.8700	433623	105215
121	532	C0532	Mercatello	PS	MAR	43.5886	12.2988	4829735	2301940
122	541	C0541	Volterra	PI	TOS	43.4440	10.8650	434439	108650
123	544	C0544	Gaiole in Chianti	SI	TOS	43.4328	11.4575	434325	114571
124	545	C0545	Bucine	AR	TOS	43.4286	11.6428	434285	116428
125	548	C0548	Citta' di Castello	PG	UMB	43.4275	12.3057	432541	121824
126	563	C0563	Cortona	AR	TOS	43.2876	12.1270	431719	120741
127	564	C0564	Umbertide	PG	UMB	43.2925	12.3119	431735	121846
128	567	C0567	Fabriano	AN	MAR	43.3052	12.9033	431820	125414
129	568	C0568	San Severino Marche	MC	MAR	43.3044	13.0878	431816	130516
130	572	C0572	Castagneto Carducci	LI	TOS	43.1771	10.6357	431040	103810
131	575	C0575	Montieri	GR	TOS	43.1714	11.3753	431017	112231
132	580	C0580	Corciano	PG	UMB	43.1579	12.3168	430929	121907
133	596	C0596	Panicale	PG	UMB	42.9911	12.1410	425930	120831
134	600	C0600	Serravalle del C.	MC	MAR	43.0079	12.9133	430031	125450
135	601	C0601	Fiordimonte	MC	MAR	43.0111	13.0967	430042	130553
136	602	C0602	Sarnano	MC	MAR	43.0153	13.3186	430055	131907
137	607	C0607	Scarlino	GR	TOS	42.8767	10.8478	425239	105055
138	609	C0609	Campagnatico	GR	TOS	42.8706	11.2149	428705	112148
139	611	C0611	Santa Fiora	GR	TOS	42.8621	11.6186	425145	113710
140	612	C0612	Sarteano	SI	TOS	42.9924	11.8080	425935	114832
141	613	C0613	Parrano	TR	UMB	42.8563	12.1474	425125	120853
142	617	C0617	Sellano	PG	UMB	42.8727	12.9183	425225	125507
143	624	C0624	Scansano	GR	TOS	42.7309	11.4297	424354	112550
144	626	C0626	Sorano	GR	TOS	42.7226	11.7959	427226	117958
145	631	C0631	Poggiodomo	PG	UMB	42.7379	12.9225	424419	125523
146	633	C0633	Arquata del T.	AP	MAR	42.7448	13.3257	424442	131934
147	634	C0634	Valle Castellana	TE	ABR	42.7468	13.5087	424451	133033
148	662	C0662	Rieti	RI	LAZ	42.4410	12.9323	422629	125559
149	663	C0663	Antrodoco	RI	LAZ	42.4447	13.1153	422641	130655
150	664	C0664	Pizzoli	AQ	ABR	42.4473	13.3332	422653	132002
151	697	C0697	Salle	PE	ABR	42.1575	13.9218	420929	135521
152	721	C0721	Cagnano Varano	FG	PUG	41.8633	15.6620	415144	153943
153	723	C0723	Peschici	FG	PUG	41.8875	16.0235	415318	160128
154	730	C0730	Filettino	FR	LAZ	41.8808	13.3489	415251	132056
155	732	C0732	Lecce nei Marsi	AQ	ABR	41.8849	13.7095	415308	134237
156	736	C0736	Fraime	CH	ABR	41.8912	14.5049	415330	143020
157	741	C0741	S. Marco in Lamis	FG	PUG	41.7281	15.6605	414344	153940
158	742	C0742	M.San Angelo	FG	PUG	41.7270	15.8409	414339	155029
159	743	C0743	Roma	RM	LAZ	41.7004	12.3793	414200	122240
160	746	C0746	Artena	RM	LAZ	41.7120	12.9556	414245	125723
161	749	C0749	Sora	FR	LAZ	41.7212	13.5333	414317	133200
162	751	C0751	Barrea	AQ	ABR	41.7257	13.9317	414332	135547
163	753	C0753	Carovilli	IS	MOL	41.7279	14.2897	414342	141726
164	754	C0754	Bagnoli del Trigno	IS	MOL	41.7294	14.5064	414347	143025
165	764	C0764	Carpineto Romano	RM	LAZ	41.5802	13.1383	413450	130826
166	788	C0788	Cerce Piccola	CB	MOL	41.4596	14.6881	412736	144119
167	803	C0803	Faicchio	BN	CAM	41.2966	14.5095	411750	143037
168	871	C0871	Moschiano	AV	CAM	40.8650	14.6909	405156	144129
169	872	C0872	Serino	AV	CAM	40.8653	14.8687	405157	145210
170	875	C0875	Pescopagano	PZ	BAS	40.8652	15.4396	405154	152620
171	884	C0884	Noci	BA	PUG	40.7102	17.1420	404239	170833
172	900	C0900	Acerno	SA	CAM	40.7303	15.0830	404351	150458
173	901	C0901	Sicignano degli Alburni	SA	CAM	40.5950	15.2592	403543	151535
174	902	C0902	Salvitelle	SA	CAM	40.5941	15.4364	403542	152614
175	927	C0927	Calvello	PZ	BAS	40.4306	15.8250	402550	154930
176	943	C0943	Capaccio	SA	CAM	40.4331	15.0812	402601	150457
177	947	C0947	Grumento Nova	PZ	BAS	40.2946	15.8229	401744	154924

178	961	C0961	Piaggine	SA	CAM	40.2975	15.4342	401751	152607
179	962	C0962	Casaletto Spartano	SA	CAM	40.1609	15.6454	400941	153844
180	1009	C1009	Cetraro	CS	CAL	39.5644	15.9894	393352	155922
181	1012	C1012	San Demetrio Corone	CS	CAL	39.5599	16.3729	393338	162224
182	1024	C1024	Luzzi	CS	CAL	39.4248	16.3693	392531	162215
183	1049	C1049	Aiello Calabro	CS	CAL	39.1292	16.1922	390748	161129
184	1052	C1052	Petilia Policastro	CZ	CAL	39.1224	16.7458	390727	164448
185	1072	C1072	Serra S. Bruno	CZ	CAL	38.5625	16.3551	383338	162115
186	1076	C1076	Giffone	RC	CAL	38.4268	16.1793	382538	161047
187	1087	C1087	Samo	RC	CAL	38.1308	15.9693	380755	155811
188	1110	C1110	Pollina	PA	SIC	37.9961	14.1569	375951	140926
189	1122	C1122	Corleone	PA	SIC	37.8258	13.4430	374941	132635
190	1127	C1127	Nicosia	EN	SIC	37.8355	14.3280	375011	141946
191	1164	C1164	Piazza Armerina	EN	SIC	37.4048	14.3316	372414	142000
192	1181	C1181	Buccheri	SR	SIC	37.1334	14.8762	370807	145234
193	1190	C1190	Pietrabruna	IM	LIG	43.8859	7.8911	435311	75331
194	2000	C2000	Nogarole Vicentino	VI	VEN	45.5958	11.2881	453545	111717
195	2001	C2001	Borgone di Susa	TO	PIE	45.1202	7.2572	450708	71527
196	2002	C2002	Almese	TO	PIE	45.1058	7.4483	450621	72654
197	2004	C2004	Bobbio Pellice	TO	PIE	44.7922	7.0794	444732	70446
198	2005	C2005	Urbe	SV	LIG	44.4847	8.5964	442904	83546
199	2006	C2006	Sambuco	CN	PIE	44.3068	7.0929	441824	70531
200	2007	C2007	Montaldo Mondovi	CN	PIE	44.3176	7.8455	441900	75041
201	2008	C2008	Comano	MS	TOS	44.3181	10.1029	441908	100612
202	2009	C2009	Fivizzano	MS	TOS	44.1560	10.0994	441560	100994
203	2010	C2010	Camporgiano	LU	TOS	44.1542	10.2871	440918	101716
204	2011	C2011	Lizzano in Belvedere	BO	EMI	44.1466	10.8498	440842	105059
205	2012	C2012	Palazzuolo sul Senio	FI	TOS	44.1321	11.5991	440758	113600
206	2013	C2013	Modigliana	FO	EMI	44.1239	11.7739	440726	114626
207	2014	C2014	Stazzema	LU	TOS	43.9911	10.2827	439911	102827
208	2015	C2015	Bagni di Lucca	LU	TOS	43.3214	10.6583	431917	103930
209	2016	C2016	Pistoia	PT	TOS	43.9843	10.8438	435907	105043
210	2018	C2018	Casole d'Elsa	SI	TOS	43.3299	11.1947	431951	111143
211	2019	C2019	Asciano	SI	TOS	43.1604	11.5573	430940	113330
212	2020	C2020	Sassari	SS	SAR	40.7542	8.2654	404516	81557
213	2021	C2021	Monti	SS	SAR	40.7567	9.3302	404528	91955
214	2022	C2022	Padru	SS	SAR	40.7564	9.5081	404525	93035
215	2023	C2023	Budduso	SS	SAR	40.5944	9.3302	403539	91952
216	2024	C2024	Bono	SS	SAR	40.4332	8.9756	402602	85835
217	2025	C2025	Orune	NU	SAR	40.4314	9.3303	402553	91949
218	2026	C2026	Villagrande	NU	SAR	39.9414	9.5033	395629	93012
219	2027	C2027	Genoni	NU	SAR	39.7858	8.9767	394709	85836
220	2028	C2028	Forni di Sopra	UD	FRI	46.4045	12.5924	462421	123536
221	2029	C2029	Meduno	PN	FRI	46.2553	12.7950	461519	124742
222	2030	C2030	Taipana	UD	FRI	46.2562	13.3772	461526	132242
223	2031	C2031	Prepotto	UD	FRI	46.0970	13.5761	460553	133438
224	2032	C2032	Mercato Saraceno	FO	EMI	43.9634	12.1323	435745	120755
225	2033	C2033	Gubbio	PG	UMB	43.4525	12.4306	432709	122550
226	2034	C2034	Giano dell'Umbria	PG	UMB	42.8403	12.6050	425025	123618
227	2036	C2036	Civitella Casanuova	PE	ABR	42.3711	13.8472	422220	135043
228	2037	C2037	Blera	VT	LAZ	42.1833	12.0500	421100	120300
229	2038	C2038	Borgorose	RI	LAZ	42.2139	13.3472	421250	132050
230	2039	C2039	Acciano	AQ	ABR	42.2084	13.6663	421228	134000
231	2040	C2040	Pereto	AQ	ABR	42.0392	13.1269	420219	130735
232	2041	C2041	Pacentro	AQ	ABR	42.0497	14.0328	420259	140158
233	2042	C2042	Civita d'Antino	AQ	ABR	41.8823	13.4928	415254	132934
234	2043	C2043	Scanno	AQ	ABR	41.8865	13.8541	415309	135115
235	2044	C2044	Campoli Appennino	FR	LAZ	41.7306	13.6472	414350	133850
236	2045	C2045	Campo di Mele	LT	LAZ	41.3806	13.5000	412250	133000
237	2046	C2046	Formicola	CE	CAM	41.2397	14.2286	411423	141343
238	2047	C2047	Bella	PZ	BAS	40.7548	15.6500	404518	153902

239	2048	C2048	Calciano	MT	BAS	40.5883	16.1758	403518	161033
240	2049	C2049	Brienza	PZ	BAS	40.4312	15.6474	402554	153854
241	2050	C2050	Tursi	MT	BAS	40.2609	16.5272	401535	163140
242	2051	C2051	Viggiannello	PZ	BAS	39.9397	16.1758	395623	161033
243	2052	C2052	Alessandria del Carretto	CS	CAL	39.9388	16.3451	395618	162046
244	2053	C2053	Serra Pedace	CS	CAL	39.2880	16.5067	391717	163027
245	2054	C2054	S. Giovanni in Fiore	CS	CAL	39.2856	16.6807	391704	164054
246	2055	C2055	Taverna	CZ	CAL	39.1259	16.5030	390733	163015
247	2056	C2056	Scandale	CZ	CAL	39.1173	17.0245	390707	170129
248	2057	C2057	Gerace	RC	CAL	38.3189	16.1417	381903	160838
249	2058	C2058	Reggio Calabria	RC	CAL	38.1595	15.7984	380937	154754
250	2059	C2059	Campodolcino	SO	LOM	46.2672	9.3611	461602	92140
251	2060	C2060	Valfurva	SO	LOM	46.4196	10.5346	462508	103205
252	2061	C2061	Samolaco	SO	LOM	46.4292	9.3625	462545	92145
253	2062	C2062	Morgex	AO	VAL	45.7649	7.0445	454557	70243
254	2063	C2063	Gressoney-Saint-Jean	AO	VAL	45.7741	7.7938	454635	74900
255	2064	C2064	Champorcher	AO	VAL	45.6114	7.6266	453645	73740
256	2065	C2065	Perloz	AO	VAL	45.6150	7.8249	453652	74912
257	2066	C2066	Frontone	PS	MAR	43.4900	12.7112	432922	124242
258	2067	C2067	Pescaglia	LU	TOS	43.9899	10.4706	435927	102817
259	2068	C2068	Sesto Campano	IS	MOL	41.4011	13.8772	412404	135238
260	2969	C2069	Torrita di Siena	SI	TOS	43.1560	11.7421	430925	114433
261	2070	C2070	Rocca di Mezzo	AQ	ABR	42.2065	13.4850	421220	132905

## **ANNESNO II - ELENCO DELLE AREE PERMANENTI LIVELLO II**

Nome	Code	Elev (range)	Lat N°	Long E°	Lat N dec.	Long E dec.	Google Earth
ABR1	1	31	415058	133517	41.84944	13.58806	41.84944,13.58806
BAS1	2	23	403642	155226	40.61167	15.87389	40.61167,15.87389
CAL1	3	21	382538	161047	38.42722	16.17972	38.42722,16.17972
EMI1	5	5	444310	101212	44.71944	10.20333	44.71944,10.20333
EMI2	6	20	440626	110701	44.10722	11.11694	44.10722,11.11694
FRI1	7	1	454958	131004	45.83278	13.16778	45.83278,13.16778
FRI2	8	17	462930	133546	46.49167	13.59611	46.49167,13.59611
LAZ1	9	14	424925	115405	42.82361	11.90139	42.82361,11.90139
LOM1	10	24	461433	093553	46.24250	9.59806	46.24250,9.59806
MAR1	11	16	431738	130424	43.29389	13.07333	43.39389,13.07333
PIE1	12	23	454101	80413	45.68361	8.07028	45.68361,8.07028
PUG1	13	16	414910	155900	41.81944	15.98333	41.81944,15.98333
SAR1	14	14	392056	083408	39.34889	8.56889	39.34889,8.56889
SIC1	15	19	375432	132415	37.90889	13.40417	37.90889,13.40417
TOS1	16	3	433034	102619	43.50944	10.43861	43.50944,10.43861
TRE1	17	36	462141	112934	46.36139	11.49278	46.36139,11.49278
UMB1	18	15	432757	122757	43.46583	12.46583	43.46583,12.46583
VAL1	19	35	454326	065555	45.72389	6.93194	45.72389,6.93194
VEN1	20	21	460328	122259	46.05778	12.38306	46.05778,12.38306
ABR2	21	20	415409	142100	41.90250	14.35000	41.90250,14.35000
LAZ2	22	4	411409	130449	41.23583	13.08028	41.23583,13.08028
LOM2	23	23	455727	100753	45.95750	10.13139	45.95750,10.13139
LOM3	24	26	455347	092318	45.89639	9.38833	45.89639,9.38833
TOS2	25	1	425120	104632	42.85556	10.77556	42.85556,10.77556
TOS3	26	24	434418	113422	43.73833	11.57278	43.73833,11.57278
BOL1	27	35	463510	112601	46.58611	11.43361	46.58611,11.43361
LIG1	28	26	442410	092730	44.40278	9.45833	44.40278,9.45833
PIE2	29	3	453129	084234	45.52472	8.70944	45.52472,8.70944
PIE3	30	36	461929	81633	46.32472	8.27583	46.32472,8.27583
VEN2	31	2	451203	104408	45.20083	10.73556	45.20083,10.73556

### ANNESSO III - 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 Vaccinium e Majanthemum
		032	abetina a Cardamine
		033	abetina a Campanula
		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 (Pinus laricio)
		054	pineta a pino loricato (Pinus leucodermis)
		055	altre formazioni a pino nero e pino laricio
06	PINETE DI PINI MEDITERRANEI	061	pinete a Pinus pinaster
		062	pinete a Pinus pinea
		063	pinete a Pinus halepensis
07	ALTRI BOSCHI DI CONIFERE PURI E MISTI	071	formazioni a cipresso
		072	altre formazioni a conifere
08	FAGGETE	081	faggete mesofile
		082	faggete acidofile a Luzula
		083	faggete termofile a Cephalanthera
		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

<i>Codice CFOR0</i>	<i>Categoria forestale</i>	<i>Codice SFOR0</i>	<i>Sottocategoria forestale</i>
		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 Cercis
		145	betuleti, boschi montani pionieri
		146	robinieti e ailanteti
		147	altre formazioni caducifoglie
15	LECCETE	151	lecceta termofila costiera
		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

## **ANNESSO IV – CODICI DELLE SPECIE**

### **LATIFOGIE**

- 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
- 054 - Quercus suber
- 055 - Quercus trojana
- 056 - Robinia pseudoacacia
- 057 - Salix alba
- 058 - Salix caprea
- 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 - Thuya spp.
- 139 - Tsuga spp.
- 150 - Chamaecyparis spp.
- 151 - Sequoia sempervirens
- 152 - Sequoiadendron giganteum
- 199 - altre

## ANNESSE V - CODICI SINTOMI

### A. Foglie e rami

Parte colpita	cod	Localizzazione chioma	cod	Sintomo/segni	Cod	Descrizione del sintomo/segno	Cod			
Foglie ed aghi Aghi dell'anno Aghi di 2 o più anni Aghi di tutte le età Latifoglie (incluse le sempreverdi)	11 12 13 14	Parte superiore della chioma	1	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 abscisse)	36			
				Parte inferiore della chioma	2	Alterazioni cromatiche da verde pallido a giallo	2	Su tutta la foglia	37	
								A chiazze, punteggiature	38	
								Marginale	39	
						Alterazioni cromatiche da arrossamenti a viraggi di colore bruno (incluse necrosi) Bronzatura	3	A bande	40	
								4	Intervale	41
								5	Apicale	42
		Altri colori	5	Su gran parte della foglia	43					
				Lungo le nervature	44					
		Microfilia	6							
		Altre dimensioni anomale delle foglie (perforie)	7							
		A macchie/su porzioni di chioma portate da singoli rami	3	Deformazioni	8	Imbarcamento	45			
						Incurvamento	46			
						Arrotolamento	47			
						Torsione del picciolo	48			
						Deformazioni limitate a singole parti (arricciamento, bollosità)	49			
						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									
Rami/rametti/gemme Getto dell'anno Rami con diametro <2cm esclusi quelli dell'anno Rami con diametro compreso tra 2-10 cm Rami con diametro > 10 cm Rami di dimensioni varie Getto apicale principale Gemme	21 22 23 24 25 26 27	Parte superiore della chioma	1	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					
				A macchie/su porzioni di chioma portate da singoli rami	3	Deformazioni	8	Appassimento	51	
		Flessione, ripiegamento, incurvamento	61							
		Cancri	62							
		Tumori	63							
		Scopazzi	64							
		Galle	50							
		Altre deformazioni	52							
		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					
				Copertura nerastra	53					
Segni di funghi	11	Corpi fruttiferi fungini	57							
		Altri segni	12							
Altri segni	12									

## B. Fusto e radici visibili

Fusto/colletto/radici (visibili)									
Porzione del fusto nella chioma	31			Ferite	17	Distacco di lembi di corteccia	58		
Porzione libera del fusto	32					Fessurazioni, cretti (da gelo, etc.)	59		
Radici e colletto	33					Altre ferite	60		
Tutto il tronco	34			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		

## ANNESSO VI – INSETTI DELLE CONIFERE

Agente	Cod	Specie	Genere/specie ospite	Sintomi	Segni (NB: esclusa la presenza di stadi attivi dell'insetto)
Defogliatori	210	<i>Zeiraphera griseana</i> (=diniana)	<i>Larix</i>	I lariceti appaiono precocemente ingialliti o arrossati, ma, a differenza dell'attacco di <i>Coleophora</i> , i sintomi si manifestano a giugno-luglio. Ad un esame più ravvicinato gli aghi si presentano non solo ingialliti ed incurvati ma anche erosi	Le chiome delle piante fortemente attaccate appaiono avvolte da masse di fili sericei ed escrementi. Caduta di escrementi dalla chioma.
		<i>Cephalcia</i> spp.	<i>Picea</i>	Gli aghi interessati dall'attacco sono quelli più vecchi di piante adulte e mature; il primo segno dell'attacco è l'arrossamento della chioma (luglio-agosto). Ad un esame ravvicinato dei rametti si osservano ammassi di aghi parzialmente erosi e di escrementi tenuti insieme da sottili tessiture sericee che formano dei nidi in cui vivono gruppi di larve, oppure dei singoli tubuli sericei in cui trova riparo una singola larva.	Caduta di escrementi dalla chioma e presenza di lassi nidi sui rametti.
		<i>Pristiphora abietina</i>	<i>Picea</i>	I sintomi sono evidenti nella parte alta della chioma soprattutto di piante giovani dove è possibile distinguere in genere due tipiche manifestazioni: quando il cimale è risparmiato ma sono attaccati i germogli laterali si ha un aspetto a "manico di scopa", oppure quando ha un aspetto arruffato per lo sviluppo raccorciato dei numerosi germogli e del cimale si ha l'aspetto "a scopa di strega". Gli aghi interessati dall'attacco sono esclusivamente quelli dell'anno che vengono mangiati o solo marginalmente (danno causato dalle larve giovani) oppure completamente (larve vecchie)	Apici vegetativi della parte superiore della chioma defogliati e di colorazione rossastra.
		<i>Acantholyda</i> spp.	<i>Pinus sylvestris</i> , <i>P. nigra</i> , <i>P. mugo</i>	I sintomi riguardano piante di giovane età e consistono nella perdita di aghi dell'anno e degli aghi precedenti.	Ammassi di escrementi dapprima verdi poi bruno-rossastri lungo l'asse dei rametti, dove gli aghi appaiono erosi.
		<i>Cryptocephalus pini</i>	<i>Pinus</i>	L'attacco interessa soprattutto pini di giovane età ed è rivelato dal cambiamento di colore da verde a rosso-bruno chiaro della parte esterna della chioma (evidente nel periodo autunnale). La defogliazione interessa gli aghi più vecchi.	
		<i>Dendrolimus pini</i>	<i>Pinus</i>	L'attacco riguarda piante adulte e mature ed è segnalato da una vistosa defogliazione con perdita soprattutto di aghi vecchi.	Crisalidi contenute entro bozzoli pelosi di colore bruno visibili sui rametti defogliati e sul fusto dei pini. Caduta di escrementi dalla chioma.
		<i>Diprion pini</i>	<i>Pinus</i>	Le larve della generazione primaverile mangiano esclusivamente gli aghi vecchi, mentre le larve derivanti da uova deposte in tarda primavera o estate si nutrono di aghi dell'anno. Le larve giovani erodono gli aghi lungo i margini causandone l'arrossamento e il contorcimento, le larve mature divorano interamente gli aghi, lasciano intatta solo una piccola porzione basale dell'ago.	Presenza di bozzoli (8-10 mm) di colore bruno sui rametti defogliati. Caduta di escrementi dalla chioma.
		<i>Lymantria monacha</i>	<i>Pinus sylvestris</i> , <i>Picea abies</i>	A distanza il danno è una defogliazione grossolana che interessa tutta la chioma; le larve spesso divorano gli aghi solo parzialmente causandone comunque il disseccamento e la caduta. Le larve attaccano prima gli aghi dell'anno e solo successivamente passano agli aghi più vecchi iniziando a mangiarli dalla punta sull'abete rosso o dalla base sul pino silvestre.	Presenza di grovigli di esuvie di larve che rimangono attaccate per un certo tempo al fusto. Caduta di escrementi dalla chioma.
		<i>Neodiprion sertifer</i>	<i>Pinus sylvestris</i> , <i>P. nigra</i>	L'attacco riguarda di norma piante giovani e si concentra solo sugli aghi vecchi: gli aghi dell'anno non sono interessati dalla defogliazione.	
		<i>Thaumetopoea pityocampa</i>	<i>Pinus</i>	Defogliazione di aghi vecchi, di solito a partire dalle parti alte ed esterne della chioma	Presenza di nidi sericei di colore biancastro localizzati sul cimale e/o all'apice dei rami nelle posizioni di luce.

Agente	Cod	Specie	Genere/specie ospite	Sintomi	Segni (NB: esclusa la presenza di stadi attivi dell'insetto)
insetti delle parti lignificate	220	<i>Pityokteines spp.</i>	<i>Abies</i>	Disseccamento iniziale di rami nella parte bassa della chioma. Ingiallimento e arrossamento degli aghi.	Presenza sul fusto di fori di penetrazione degli adulti circondati da piccoli rilievi cupoliformi dovuti alla reazione dei tessuti interessati. I fori sono evidenziati da gocce solidificate di resina, che in caso di forte attacco coprono il tronco. Il sistema di gallerie sotto corteccia interessa anche l'alburno ed è di "tipo a stella" con gallerie materne a prevalente sviluppo trasversale.
		<i>Cryphalus piceae</i>	<i>Abies</i>	A distanza la chioma degli alberi attaccati è distinguibile per il rapido ingiallimento degli aghi che poi disseccano ed assumono colore rosso mattone o rosso ruggine. Il disseccamento degli aghi può partire o dall'alto o dal basso.	I fori di penetrazione sono circondati da grumi di resina, oppure da evidenti reazioni cicatriziali di aspetto tumorale che conferiscono al rametto un aspetto "rugoso". Piccole gallerie che si irradiano in tutte le direzioni senza mai incrociarsi (sistema a falsa stella).
		<i>Dioryctria sylvestrella</i>	<i>Pinus</i>	Attacca il fusto. Ingiallimento di settori della chioma solo in caso di cercinamento del fusto.	In corrispondenza dei punti di attacco sul fusto si osservano masserelle di rosime ed escrementi di colore rosso-bruno e in seguito vistosi ammassi e colature di resina mista ad escrementi.
		<i>Hylobius abietis</i>	<i>Pinus sylverstris</i>	Profonde erosioni corticali sul fusto di piante giovani (fino a 10 anni di età) o su rami di 1-3 anni in piante più sviluppate.	
		<i>Ips acuminatus</i>	<i>Pinus sylverstris</i>	Arrossamento della parte apicale della chioma e successivo disseccamento.	Sistema di gallerie del tipo a stella con 8-10 gallerie materne che si dipartono dalla camera nuziale e che intaccano anche l'alburno.
		<i>Ips sexdentatus</i>	<i>Pinus</i>	Attacca sia piante mature che piante giovani. Le chiome delle piante attaccate in primavera ingialliscono e poi arrossano nel giro di poche settimane; il fenomeno inizia generalmente dalla parte alta del fusto e poi interessa il resto della chioma. Le piante attaccate durante l'estate possono mantenere la chioma verde fino alla primavera successiva ma evidenziano spesso vistose perdite di corteccia dal fusto.	Presenza di notevoli ammassi di rosura rossastra che si accumula negli interstizi della corteccia ed alla base degli alberi; talvolta possono essere presenti anelli di resina attorno ai fori di ingresso. Sistema di gallerie materne con 4-5 bracci longitudinali a volte molto lunghi e ben incisi nell'alburno.
		<i>Ips typographus</i>	<i>Picea</i>	Attacca piante adulte e mature. Le chiome delle piante attaccate in primavera ingialliscono e poi arrossano nel giro di poche settimane; il fenomeno inizia generalmente dalla parte alta del fusto e poi interessa il resto della chioma. Le piante attaccate durante l'estate possono mantenere la chioma verde fino alla primavera successiva ma evidenziano spesso vistose perdite di corteccia dal fusto.	Fori di entrata degli adulti spesso ricoperti da rosura rossastra che poi si accumula al piede delle piante. Sistema di gallerie materne sub-corticali longitudinale doppio, cioè con due assi opposti e disposti in senso parallelo all'asse maggiore del fusto; in caso di forte colonizzazione prevale il sistema longitudinale semplice. Le gallerie sono sempre poco incise nell'alburno.
		<i>Magdalis sp.</i>	<i>Pinus</i>	Diffusi disseccamenti dei rametti più giovani e dei germogli sui quali sono visibili erosioni puntiformi.	Sotto la corteccia dei rami attaccati si notano tortuose gallerie che si sviluppano lungo l'asse del rametto spesso intersecandosi tra loro e finendo per incidere anche l'alburno
		<i>Orthotomicus sp.</i>	<i>Pinus</i>	Attacca in genere piante giovani. Le chiome delle piante attaccate ingialliscono e poi assumono una colorazione rossastra.	Fori di ingresso piccoli e poco visibili, con emissione di fine rosura rossastra. Gallerie materne del tipo a stella, non sempre ben riconoscibili. Specie che accompagna spesso <i>Ips sexdentatus</i> e <i>Tomicus sp.</i>
		<i>Phaenops (=Melanophila) cyanea</i>	<i>Pinus</i>	Le piante attaccate ingialliscono e arrossano porzioni della chioma.	Gallerie sub-corticali con direzione irregolare e sinuosa ripiene di rosime compatte dello stesso colore scuro della corteccia; foro di uscita degli adulti di forma ovale, spesso posto leggermente di traverso.
		<i>Pissodes castaneus (=notatus)</i>	<i>Pinus</i>	Ingiallimenti ed arrossamenti generalizzati della chioma; da vicino le piante non mostrano segni evidenti dell'attacco ad eccezione della mancata emissione del germoglio di maggio.	Sistema di gallerie sub-corticali serpentiformi a lume crescente che terminano in cellette oblunghe ricoperte di fibre di legno. Fori di uscita degli adulti di forma circolare di circa 3 mm
<i>Retinia (=Evetria) resinella</i>	<i>Pinus</i>	Sono attaccati esclusivamente i getti laterali, quasi mai i getti apicali; la chioma attaccata presenta l'estremità dei rami secca per un certo tratto insieme con le foglie	Sotto il verticillo di gemme dei giovani getti laterali foro di uscita della larva circondato da grumi di resina; colature di resina; presenza di pseudogalle resinose al di sopra delle quali i rametti deperiscono e disseccano.		

Agente	Cod	Specie	Genere/specie ospite	Sintomi	Segni (NB: esclusa la presenza di stadi attivi dell'insetto)
insetti delle parti lignificate	220	<i>Tomicus piniperda</i>	<i>Pinus sylvestris</i> , <i>P. nigra</i>	Caduta o disseccamento dei germogli e scarsa o mancata emissione di quest'ultimi, a volte con comparsa di piccoli germogli avventizi. In caso di infestazione epidemica ingiallimento e arrossamento totale della chioma	Gallerie materne di tipo longitudinale semplice (parallela all'asse del fusto); sul fusto, non sempre rilevabile, rosura rossastra dai fori di ingresso degli adulti; frequenti cercini di resina intorno ai fori di ingresso; fuoriuscita di gocce di resina dalla corteccia
		<i>Tomicus destruens</i>	<i>Pinus pinea</i> , <i>P. pinaster</i> , <i>P. halepensis</i>	Caduta o disseccamento dei germogli ed anche scarsa o mancata emissione di quest'ultimi, con comparsa a volta di piccoli germogli avventizi. In caso di infestazione epidemica ingiallimento e arrossamento totale della chioma.	Gallerie materne di tipo longitudinale semplice ; sul fusto, non sempre rilevabile, rosura rossastra marrone che fuoriesce dai pertugi di ingresso degli adulti; frequenti cercini di resina intorno ai fori di ingresso; fuoriuscita di gocce di resina dalla corteccia
		<i>Tomicus minor</i>	<i>Pinus nigra</i>	Caduta o disseccamento dei germogli ed anche scarsa o mancata emissione di quest'ultimi, con comparsa a volta di piccoli germogli avventizi. In caso di infestazione epidemica ingiallimento e arrossamento totale della chioma.	Nel fusto gallerie materne di tipo trasversale doppio (a graffa).
		<i>Pityogenes chalcographus</i>	<i>Picea</i> , <i>Larix</i> , <i>Abies</i> , <i>Pseudotsuga</i>	Ingiallimento e arrossamento della parte alta del fusto di piante adulte o dell'intera chioma in piante giovani.	Fori di ingresso nel fusto piccoli e poco visibili, con emissione di fine rosura rossastra. Sistema di gallerie a stella ben inciso nell'alburno.
Insetti delle gemme	230	<i>Epinothia nigricana</i>	<i>Abies</i>	Preferibilmente sono attaccate le gemme dei getti apicali.	Presenza di escrementi, fili sericei ed emissioni di resina dalle gemme attaccate
		<i>Rhyacionia (=Evetria) buoliana</i>	<i>Pinus</i>	Il danno alla gemma arrecato dalla larva porta ad un accrescimento anomalo della pianta che può assumere, per lo sviluppo di uno o più germogli laterali, la forma a baionetta ed a candelabro.	Ad un esame ravvicinato sulle gemme o sui germogli attaccati e ricurvi si notano grumi di resina biancastra.
Fitomizi	250	<i>Haematoloma dorsatum</i>	<i>Pinus</i> , <i>Juniperus</i>	L'attacco interessa quasi esclusivamente gli aghi più vecchi, lasciando intatti quelli della stagione vegetativa in corso. A distanza la chioma appare prima arrossata (verso giugno), poi imbrunita o ingiallita (in estate) . Nelle pinete che hanno subito l'attacco per più anni, le piante mantengono solo gli aghi dell'anno. Ad un esame più ravvicinato gli aghi mostrano una serie di tacche anulari di colore variabile dal giallo al rossiccio al bruno.	Presenza di essudati resinosi dentro le fenditure della corteccia, delle ovature nella sfogliatura esterna della corteccia e delle neanidi allineate entro le fessure della corteccia
		<i>Leucaspis spp.</i>	<i>Pinus</i>	Le chiome attaccate a distanza appaiono prima ingiallite e poi arrossate. In caso di forti attacchi muoiono anche i rametti giovani. Gli aghi in particolare sono decolorati o arrossati nella porzione basale più vicino al rametto spesso vicino alla guaina che avvolge la coppia di aghi	
		<i>Matsucoccus feytaudi</i>	<i>Pinus pinaster</i>	A seconda dell'intensità dell'attacco, la chioma può presentare da arrossamenti a chiazze a partire dalla base verso la cima fino al totale disseccamento. Da vicino lungo il fusto si può rilevare una intensa resinazione	Sollevando le squame della corteccia, si possono osservare delle piccole cisti nerastre disposte a gruppi. Presenza di essudati resinosi dentro le fenditure della corteccia, delle ovature nella sfogliatura esterna della corteccia e delle neanidi allineate entro le fessure della corteccia
Minatori degli aghi	260	<i>Coleophora laricella</i>	<i>Larix</i>	Gli ingiallimenti della chioma si manifestano quasi all'inizio della stagione vegetativa (maggio) più precocemente rispetto a quelli causati da Zeiraphera, partendo di solito dalla cima della pianta ed estendendosi verso il basso. Gli aghi svuotati dalle larve minatrici appaiono contorti e arrossati.	Presenza degli astucci delle larve sugli aghi.
		<i>Epinothia (= Epiblema) tedella</i>	<i>Picea</i>	L'attacco interessa di regola soltanto la porzione di chioma esposta al sole e si osserva alla fine dell'estate o in autunno. Gli aghi attaccati assumono prima un colore biancastro, poi ingialliscono ed infine disseccano	Gli aghi attaccati e svuotati disseccano e si distaccano ma rimangono sul ramo riuniti fra loro per mezzo di fili sericei fra i quali sono presenti anche gli escrementi
		<i>Ocnorostoma piniariella</i>	<i>Pinus sp.</i>	Decolorazione iniziale delle chiome in genere poco evidente in estate, seguita da arrossamenti che si osservano nella primavera successiva e rimangono visibili per tutto il corso dell'estate.	Aghi minati soprattutto nella metà superiore, con larve minatrici a volte visibili in trasparenza.
Galligeni	270	<i>Sacchipantes viridis</i>	<i>Picea abies</i>	Galle a forma di piccolo ananas alla base dei getti dell'anno	
		<i>Adelges tardus</i>	<i>Picea abies</i>	Galle a forma di ananas sulla parte terminale del getto	
Altri insetti	290				

## ANNESSO VII – INSETTI DELLE LATIFOGLIE

Classe	Cod	Specie	Genere/specie ospite	Sintomi	Segni
Defogliatori	210	<i>Agelastica alni</i>	<i>Alnus</i>	Gli adulti producono in primavera grossi buchi tondeggianti; le larve scheletrizzano le foglie in giugno-luglio; a distanza l'attacco delle larve si manifesta con un imbrunimento della chioma a seguito della scheletrizzazione delle foglie	
		<i>Stereonychus fraxini</i>	<i>Fraxinus</i>	Gli adulti producono erosioni internervali nelle foglie. Le larve erodono inizialmente soltanto l'epidermide e in seguito causano estese bucherellature.	Presenza di bozzoletti di colore bruno chiaro sulle foglie danneggiate.
		<i>Xanthogaleruca luteola</i>	<i>Ulmus</i>	Gli adulti producono piccoli fori tondeggianti; le larve scheletrizzano le foglie; a distanza l'attacco delle larve si manifesta con un imbrunimento della chioma a seguito della scheletrizzazione delle foglie	
		<i>Gonipterus scutellatus</i>	<i>Eucalyptus</i>	Foglie mangiate sui margini che assumono un aspetto frastagliato come i denti di una sega	
		<i>Operophtera fagata</i>	<i>Fagus, Betula</i>	Erosioni grossolane sulle foglie, inizialmente con larghi fori e poi con erosione di ampie parti della lamina fogliare.	
		<i>Rhychaenus fagi</i>	<i>Fagus</i>	Arrossamento della chioma delle piante, più intenso nel settore esterno. Gli adulti causano una diffusa bucherellatura della lamina fogliare.	
		<i>Melasoma populi = Chrysomela populi</i>	<i>Populus, Salix</i>	Gli adulti causano bucherellature sulla foglia; le larve determinano la scheletrizzazione delle foglie	
		<i>Altica quercetorum</i>	<i>Quercus</i>	Gli adulti praticano grossi fori sulle foglie; le larve scheletrizzano le foglie; a distanza le parti di chioma attaccate appaiono arrossate o imbrunite	
		<i>Euproctis chrysoorhoea</i>	<i>latifoglie varie</i>	Erosioni di ampi lembi fogliari causati dalle larve che risparmiano la nervatura principale	Nidi fusiformi all'apice dei rametti delle piante ospiti costruiti con foglie rinsecchite e tessuto sericeo biancastro
		<i>Operophtera brumata</i>	<i>Quercus</i>	Riguardano prima le gemme e poi tutta la lamina fogliare comprese le nervature	
		<i>Thaumetopoea processionea</i>	<i>Quercus</i>	Defogliazione di intere branche	Nidi definitivi di colore bruno a forma di sacco localizzati sui rami principali o sui fusti
		<i>Tortrix viridana</i>	<i>Quercus</i>	Nelle querce sempreverdi vengono risparmiate le foglie di uno o più anni; le larve danneggiano prima le gemme e poi i teneri germogli riparandosi tra le foglioline riunite con seta; con il progredire dello sviluppo si ripariano ripiegando verso la nervatura centrale i margini delle foglie di cui rodono più o meno ampiamente il lembo	Nidi all'apice dei rametti formati da più foglie riunite insieme da fili sericei. Crisalidi attaccate ai resti delle foglie danneggiate ed ai rametti.
		<i>Lymantria dispar</i>	<i>Latifoglie varie</i>	Erosione di tutto il lembo fogliare fino al picciolo.	Ovature presenti sul fusto e sui rami con localizzazione specifica correlata alla densità di popolazione del defogliatore
<i>Melolontha sp.</i>	<i>Latifoglie varie</i>	In bosco le defogliazioni riguardano solo le porzioni periferiche della chioma rivolta verso i prati, oppure solo la parte superiore della chioma di piante dominanti; erosioni molto grossolane nel faggio e nelle querce che spesso risparmiano le nervature centrale; in specie a foglia più tenera (carpini) possono invece riguardare l'intera lamina fogliare.			

Classe	Cod	Specie	Genere/specie ospite	Sintomi	Segni
Insetti delle parti lignificate	220	<i>Cossus cossus</i>	<i>Latifoglie varie</i>	Intristimento progressivo della pianta – Trasparenza della chioma.	Colature di colore bruno ricoperte di rosura sul tronco e grossi rami.
		<i>Zeuzera pyrina</i>	<i>Latifoglie varie</i>	Avvizzimento e disseccamento delle parti verdi in primavera - estate. In tarda estate ed in autunno disseccamento dei rami, del cimale o di tutta la pianta nei casi più gravi.	Colature brune coperte di rosura su getti giovani, successivamente su rami e, nel caso di giovani piante, sul tronco.
		<i>Phoracantha semipunctata</i>	<i>Eucalyptus</i>		Fori di uscita degli adulti di forma ellittica; gallerie larvali sottocorticali. Colature di colore bruno.
		<i>Agilus viridis</i>	<i>Fagus</i>		Gallerie sottocorticali serpeggianti o scalariformi, a volte irregolari; foro di uscita degli adulti di forma semicircolare
		<i>Cryptorhynchus lapathi</i>	<i>Populus, Salix, Alnus</i>		Fori circolari (3-4 mm) sul fusto con fuoriuscita di rosime grossolano di colore chiaro. Gallerie sottocorticali profondamente incise nel legno, fino a raggiungere il midollo nei rami.
		<i>Sinoxylon spp</i>	<i>Quercus</i>	Ingiallimento in tarda primavera delle parti dell'anno e di due anni. In estate forti disseccamenti sulla chioma.	Presenza dei fori d'entrata degli adulti alla base dei rametti ingialliti e/o disseccati.
		<i>Agilus biguttatus</i>	<i>Quercus</i>		Gallerie serpeggianti o scalariformi, a volte irregolari; foro di uscita degli adulti di forma semicircolare
		<i>Cerambyx sp.</i>	<i>Quercus</i>		Grossi fori ellittici sul tronco e i grossi rami con fuoriuscita di rosura; gallerie di grandi dimensioni scavate nel legno
		<i>Coroebus florentinus</i>	<i>Quercus</i>	Nel caso di querce sempreverdi il disseccamento dei rami si manifesta in qualsiasi stagione dell'anno per il vistoso arrossamento delle parti di chioma in corrispondenza dei rami attaccati; nel caso di querce caducifoglie il fenomeno è più evidente nella stagione successiva quando il ramo attaccato dissecca	Fori di sfarfallamento di forma semicircolare od ovale; galleria larvale che cercina il ramo
		<i>Crematogaster scutellaris</i>	<i>Quercus</i>		Elevato numero di piccoli fori nella corteccia
		<i>Platypus cylindrus</i>	<i>Quercus</i>		Presenza di rosura chiara molto fine che si accumula alla base del fusto. Fori di ingresso difficilmente osservabili nelle crepe della corteccia.
<i>Scolytus intricatus</i>	<i>Quercus</i>		Sistema di gallerie materne trasversali semplici, spesso incise anche negli strati superiori dell'alburno; fori di sfarfallamento piccoli		
Insetti delle gemme	230	<i>Tortrix viridana</i>	<i>Quercus</i>	I danni alle gemme e successivamente alle foglie sono causati dalle larve in primavera.	Fili sericei sugli apici vegetativi
Fitomizi	250	<i>Phyllaphis fagi</i>	<i>Fagus</i>	A distanza le chiome appaiono appassite con le foglie imbrunite e contorte. L'attività di suzione dell'afide determina incurvamento della foglia e stentato sviluppo dei getti.	Fiocchi biancastri sulla pagina inferiore delle foglie che nascondono gli afidi alati ed atteri. Colonie ricoperte da secrezioni cerosi biancastre sulle foglie; bronzatura delle foglie stesse nel periodo estivo.
		<i>Typhlocyba cruenta</i>	<i>Fagus</i>	Presenza di punteggiature biancastre intermervali.	
		<i>Diphilaphis mordwilkoii</i>	<i>Quercus</i>	L'attacco si manifesta inizialmente come decolorazione puntiforme della lamina fogliare per poi interessare tutta la foglia.	Secrezioni cerosi biancastre sulle foglie della parte bassa della chioma.
		<i>Phylloxera quercus</i>	<i>Quercus</i>	In seguito alle punture sulle foglie si forma una piccola zona necrotica che ne impedisce il normale accrescimento e provoca un progressivo accartocciamento della lamina fogliare. Anche il normale accrescimento dei rametti può essere compromesso	
		<i>Myzus cerasi</i>	<i>Prunus avium</i>	Le colonie nerastre sulle foglie del ciliegio causano la loro deformazione fino a formare una sorta di nido di foglie accartocciate, a volte con caduta anticipata	Abbondante melata e scottatura delle foglie.

Classe	Cod	Specie	Genere/specie ospite	Sintomi	Segni
Minatori foglie	260	<i>Rhynchaenus fagi</i>	<i>Fagus</i>	Arrossamento della chioma delle piante, più intenso nel settore esterno. Le larve scavano un tunnel che dalla nervatura centrale si allarga a formare una mina verso l'apice della foglia, che assume un colore rossastro che ricorda il danno da gelo tardivo. Per la diagnosi dell'attacco di questo insetto verificare se associate alle mine fogliari vi sono le bucherellature causate dall'attività alimentare degli adulti	
Galligeni	270	<i>Cynips quercus-tozae</i>	<i>Quercus</i>	A sviluppo completo le galle sono subsferiche, legnose molto dure con diametro fino a 4 cm.	
		<i>Andricus caput-medusae</i> = <i>Cynips caput-medusae</i>	<i>Quercus</i>	Galla costituita da un ammasso tondeggiate di processi filiformi ramificati e contorti che ricoprono la ghianda	
		<i>Cynips quercusfolii</i>	<i>Quercus</i>	Galle sferiche, di medie dimensioni (10/30 mm) sulle foglie, talvolta singole, per lo più riunite in piccoli gruppi di 3-4 o più. Inizialmente verde pallido poi acquisiscono una colorazione rossastra. Possono avere superficie liscia o lievemente rugosa. Se in gruppo si fanno più pesanti, pendenti come palline dalla pagina inferiore delle foglie.	Sezionando le galle prima dello sfarfallamento degli insetti è possibile osservare al centro una sola larva in via di sviluppo.
		<i>Dryomyia lischtensteini</i>	<i>Quercus ilex</i> , <i>Quercus suber</i>	Piccole galle irregolarmente ovoidali, tomentose e sporgenti sulla pagina inferiore delle foglie. Le foglie infestate dalle galle si presentano spesso deformate	
		<i>Eriophyes spp.</i>	Latifoglie varie	Piccole galle che sporgono sulla pagina superiore della foglia con forme varie; la cavità sulla pagina inferiore della foglia è completamente riempita di peli	
		<i>Mikiola fagi</i>	<i>Fagus</i>	Galle a forma di pera con apice appuntito dapprima di color verde in seguito color rosso porpora	
		<i>Dryocosmus kuriphilus</i>	<i>Castanea</i>	Galle ovoidali o tondeggianti in corrispondenza delle galle inizialmente piccole e verdi poi sempre più grandi e rosse, che persistono attaccate ai rami, secche, insieme al ciuffo di foglie limitrofe durante la stagione vegetativa seguente. Le galle arrestano la crescita vegetativa e provocando una riduzione della fruttificazione. Infestazioni gravi possono portare al deperimento e morte della pianta.	Sezionando le galle prima dello sfarfallamento degli insetti è possibile accertarsi della presenza di una o più larve in fase di sviluppo.
Altri	290	<i>Metcalfa pruinosa</i>	Latifoglie varie	Gli stadi giovanili si alimentano succhiando la linfa a livello dei giovani rametti e anche delle foglie. Gli adulti prelevano linfa elaborata e anche grezza sui rami di diversa età.	Presenza sulle pagina inferiore delle foglie delle colonie avvolte in una lanugine biancastra e vischiosa. Produzione abbondante di melata e conseguente sviluppo di fumaggini.
		<i>Cicadella viridis</i>	Latifoglie varie	Presenza di ferite di ovideposizione sui rametti di 1-4 anni. Tali ferite riducono l'accrescimento del rametto e nei casi più gravi ne causano il disseccamento.	Presenza di rametti disseccati nelle parti periferiche della chioma.
		<i>Stictocephala bisonia</i>	Latifoglie varie	Presenza di ferite di ovideposizione sui rametti di 1-4 anni. Tali ferite riducono l'accrescimento del rametto e nei casi più gravi ne causano il disseccamento.	Presenza di rametti disseccati nelle parti periferiche della chioma.

## ANNESSO VIII – FUNGHI DELLE CONIFERE

Classe	Cod	Specie	Genere/specie ospite	Sintomi	Segni
<b>Caduta aghi e ruggini degli aghi</b>	<b>301</b>	<i>Lirula</i> (= <i>Hypodermiella</i> ) <i>nervisequia</i>	<i>Abies</i>	Sono colonizzati gli aghi di almeno due anni nella parte bassa della chioma o comunque in competizione delle piante adulte, mai nella parti più soleggiate e ventilate; i primi sintomi sono i cambiamenti di colore degli aghi che passano da verde a rossastro, per arrivare al giallo-crema col progredire dell'infezione	La malattia si manifesta sulla superficie superiore degli aghi in forma di pustole nerastre ai lati della nervatura centrale. Durante l'estate appare uno stretto dosso sopraelevato, di colore nero, continuo, lungo la nervatura sulla pagina inferiore della foglia. La fruttificazione matura nella stagione successiva durante l'estate, quando gli aghi assumono una colorazione biancastra. Durante i periodi di forte umidità la fruttificazione si apre emettendo le ascospore.
		<i>Meria laricis</i>	<i>Larix</i>	Da lontano ingiallimenti di parte o dell'intera chioma alla fine di luglio; da vicino sugli aghi la zona colpita è l'apice che si presenta completamente disseccato in un'unica area danneggiata estendendosi anche per oltre la metà dell'ago con bordi non ben definiti in prossimità dei tessuti ancora sani.	Presenza di escrescenze biancastre in corrispondenza degli stomi (da non confondere con eventuali sostanze cerose)
		<i>Mycosphaerella laricina</i>	<i>Larix</i>	Da lontano vistosi arrossamenti delle chiome con caduta precoce degli aghi specialmente nella parte bassa della chioma; da vicino sugli aghi presenza di aree necrotiche di varie dimensioni con bordi non ben definiti irregolarmente distribuite sulla superficie fogliare dalla base all'estremità. Le zone necrotizzate apparivano dapprima ingiallite e poi assumevano una colorazione marrone sempre più scura	Al centro delle aree necrotiche sugli aghi corpi fruttiferi scuri e tondeggianti sia sulla pagina superiore che inferiore dell'ago, prevalentemente disposti lungo le linee stomatiche
		<i>Chrysomyxa</i> spp.	<i>Picea</i>	Sintomi visibili fin da maggio-giugno sugli aghi di un anno, in impianti alpini sopra i 1200m s.l.m. Gli aghi attaccati assumono una colorazione giallo-rossastra ed un aspetto pruinoso, e tendono a cadere alla fine della stagione vegetativa (tarda estate)	La malattia si manifesta sulla pagina inferiore dei giovani aghi dove si possono osservare delle pustole giallastre di forma allungata (le fruttificazioni), che durante la stagione vegetativa liberano le basidiospore.
		<i>Rhyzospaera kalkhoffii</i>	<i>Picea</i>	Da lontano arrossamento delle chiome all'inizio di aprile prima della ripresa vegetativa soprattutto sulle piante di margine con sintomi che si attenuano addentrandosi nel popolamento; da vicino gli aghi interessati sono quelli degli ultimi due o tre anni che appaiono completamente necrotizzati di color rosso opaco	Comparsa di punteggiature nere (picnidi) che compaiono in corrispondenza delle linee stomatiche
		<i>Cyclaneusma minus</i> = <i>Naemacyclus minor</i>	<i>Pinus</i> ( <i>sylvestris</i> , <i>pinaster</i> , <i>pinea</i> , <i>halepensis</i> )	Le prime manifestazioni consistono in macchie di color verde chiaro che con il tempo si allargano ed assumono una tonalità giallognola. Al termine del processo gli aghi si presentano totalmente ingialliti con bande trasversali brune. La caduta degli aghi si verifica il 2° anno dopo l'infezione	Sugli aghi caduti, in inverno, si possono osservare le fruttificazioni (apotecie) di color paglierino, che durante i periodi umidi si aprono rilasciando le ascospore.
		<i>Herpotrichia nigra</i> , <i>Herpotrichia juniperi</i>	<i>Pinus</i> , <i>Picea</i>	Caduta degli aghi dei palchi più bassi della chioma; se si ripete negli anni si può riscontrare anche il disseccamento dei rami causato dall'effetto schermante del micelio che ostacola gli scambi gassosi ed altera la fotosintesi	I rami disseccati sono avvolti da uno spesso intreccio di micelio nerastro. La faccia inferiore degli aghi colpiti si presenta coperta da un sottile feltro micelico, dal quale alcune ife penetrano all'interno dell'ago invadendolo completamente. Durante la tarda primavera e l'estate sopra gli aghi si formano le fruttificazioni del fungo
		<i>Lophodermium pini</i> f.c.= <i>Leptostroma pinastri</i>	<i>Pinus</i>	Solitamente colonizza aghi di 2 o più anni, causando arrossamento generalizzato della chioma. La piovosità estivo-autunnale ed una certa mitezza invernale favoriscono l'insorgere della malattia.	Fruttificazioni a scudetto, di colore scuro, sugli aghi caduti. La presenza di linee nere trasversali sugli aghi è un carattere utile a differenziare <i>L. pinastri</i> da <i>L. seditiosum</i> (linee assenti)
		<i>Lophodermium seditiosum</i>	<i>Pinus</i>	Colpisce aghi di 1 o 2 anni causando defogliazioni precoci; i primi sintomi in autunno sono la comparsa di macchioline giallastre sugli aghi che tendono ad allargarsi diventando sempre più scure fino ad assumere tonalità bruno-rossastre in inverno. Nel marzo successivo, se le infezioni sono state intense, la chioma appare completamente arrossata.	Vedi sopra

Classe	Cod	Specie	Genere/specie ospite	Sintomi	Segni
Caduta aghi e ruggini degli aghi	301	<i>Mycosphaerella pini</i> (= <i>Scirrhia pini</i> ) f.c. <i>Dothistroma septosporum</i>	<i>Pinus (nigra, halepensis)</i>	I sintomi iniziali sono l'apparizione di bande verde scuro-gialle e di macchie marroni sugli aghi che successivamente assumono colore marrone-rossiccio. Questi cambiamenti di colore avvengono nella zona apicale dell'ago nell'arco di 2-3 settimane dall'apparizione delle prime alterazioni dopo di che gli aghi iniziano a cadere, mentre la base dell'ago rimane verde. Generalmente gli aghi infetti del 2° anno cadono prima di quelli infetti del 1° anno o di quelli dell'anno; può accadere che gli aghi infettati nello stesso anno della loro formazione rimangano sulla pianta morti fino al termine dell'estate dell'anno successivo	Sulle bande trasversali giallastre si sviluppano le fruttificazioni conidiche rosso scuro o nere che erompono attraverso lacerazioni dell'epidermide favorendo la fuoriuscita di conidi ialini.
		<i>Phacidium infestans</i>	<i>Pinus</i>	I primi sintomi si manifestano in primavera sulle parti della chioma rimaste fino ad allora coperte dalla neve: si localizzano nei palchi più bassi, mentre sui singoli getti si manifestano di frequente nella parte più periferica (esterna). Gli aghi appaiono clorotici, scoloriti e durante l'estate disseccano e diventano biancastri, rimanendo però attaccati al rametto.	Sugli aghi colpiti compaiono tante piccole maculature rotondeggianti, scure, in corrispondenza delle quali, in autunno, l'epidermide si lacera lasciando scoperto, durante i periodi umidi, l'imenio che libera le ascospore. Queste cadono e germinano sugli aghi sani, favorite da una temperatura di 0°C che si mantiene costante sotto la copertura nevosa.
		<i>Thyriopsis halepensis</i> (= <i>Dothidea halepensis</i> )	<i>Pinus halepensis, P. pinea, P. pinaster</i>	Ingiallimento degli aghi con presenza di macchie dapprima clorotiche poi brunastre circondate dalle fruttificazioni	minutissimi corpi fruttiferi neri puntiformi che si dispongono in cerchio sugli aghi colpiti
		<i>Phaeocryptopus gaeumannii</i>	<i>Pseudotsuga</i>	Clorosi della chioma e defogliazione, particolarmente evidente nella parte bassa. Gli aghi attaccati sono veicolo di infezione per due anni, solitamente al terzo cadono. La malattia è frequente in zone con forte umidità primaverile ed estiva.	Sugli aghi di due o più anni, anche verdi, presenza di pustoline nere (cleistotecii) disposte sulle linee stomatifere
		<i>Rhabdocline pseudotsugae</i>	<i>Pseudotsuga</i>	I primi sintomi dell'infezione si manifestano in autunno quando sugli aghi compaiono delle macchie aranciate. Nell'inverno queste ultime si fanno di color violetto scuro. In primavera, si manifestano vistose necrosi fogliari sugli aghi maturi (dapprima giallo arancio poi bruno). Il danno è evidente in estate quando gli aghi attaccati cadono, con conseguente trasparenza della chioma. Gli aghi di recente formazione rimangono verdi. Dal grado di defogliazione degli internodi di differente età si può determinare in quali annate si sono verificate le infezioni più gravi.	In aprile, in corrispondenza delle necrosi fogliari, cominciano a maturare le fruttificazioni di colore rosso-arancio che in maggio-giugno erompono dall'epidermide sulla pagina inferiore, nelle zone adiacenti alla nervatura. L'emissione delle ascospore avviene durante i periodi umidi della tarda primavera.
Ruggini del fusto e dei rami	302	<i>Melampsorella caryophyllacearum</i>	<i>Abies</i>	Sui rami laterali si osservano scopazzi di dimensioni variabili con aghi piccoli, carnosì e verde pallido; sui fusti ingrossamenti della sezione con fessurazioni profonde dovute allo sviluppo di tumori della corteccia	Sulla pagina inferiore degli aghi degli scopazzi emergono, in Luglio, delle piccole pustole giallastre, dalle quali si diffondono gli ecidioconidi. Questi infettano le foglie basali delle caryophyllaceae, sulle quali a fine estate compaiono gli uredosori e i teleutosori. Essi sono forme di svernamento della malattia che in primavera, germinando, provocano l'infezione di nuovi germogli di Abete.
		<i>Melampsora pinitorqua</i>	<i>Pinus</i>	Su piante adulte l'infezione interessa esclusivamente i tessuti ancora erbacei degli assi del germoglio; i sintomi possono essere o una distorsione del germoglio se l'infezione si verifica solo su una porzione del tratto di getto subito sotto l'apice oppure l'avvizzimento e il disseccamento di tutto il tratto di getto sopra l'infezione se questa si estende tutto intorno al getto. L'infezione causa la morte delle piantine di Pino se colpite durante il primo anno del loro sviluppo	In primavera (Marzo-Maggio) sui getti dell'anno compaiono macchie giallo-aranciate in corrispondenza delle quali erompono, per lacerazione dell'epidermide, delle strutture polverulente e giallastre che liberano gli ecidioconidi.
		<i>Cronartium flaccidum</i> = <i>Peridermium pini</i>	<i>Pinus</i>	Seccumi dei rami e dei fusti, morte di giovani piante di pino. Su piante adulte ingrossamento della sezione dei fusti colpiti, con apertura di lesioni sulla corteccia. Seccumi dei rami con fessure e ingrossamenti.	Sui Pini da marzo vescichette giallastre su rami e fusti > di 2-3 anni.

Classe	Cod	Specie	Genere/specie ospite	Sintomi	Segni
Morie e cancri	309	<i>Lachnellula willkommii</i>	<i>Larix</i>	Agente fungono responsabile del "cancro del larice". Colonizza rametti di piante giovani o porzioni giovani di piante adulte causando disseccamento. I primi sintomi consistono nel disseccamento di aghi e del rametto. Ne derivano fusti contorti ed emissione di resina al margine fra la zona via e quella morta. Provoca disseccamento di rami secondari che restano attaccati al fusto. L'infezione sul fusto da origine a cancri che mettono a nudo il legno e assumono una forma a bersaglio; il fusto colpito ingrossa con una caratteristica " ginocchiatura". I corpi fruttiferi, apoteci di color giallo aranciato, compaiono in estate attorno alla zona colpita.	In primavera-estate sulla corteccia dei rami colpiti maturano i corpi fruttiferi del fungo, rotondi, di color scuro quando chiusi, e con imenio giallastro aranciato quando aperti.
		<i>Brunchorstia pinea</i> f.a. ( <i>Gremmeniella</i> = <i>Ascocalyx</i> ) <i>abietina</i> (= <i>Scleroderris lagerbergii</i> )	<i>Pinus</i>	I primi sintomi compaiono alla fine dell'inverno con arrossamento delle parti più esterne della chioma che interessa generalmente i getti dell'anno precedente. L'arrossamento riguarda inizialmente la parte prossimale dell'ago, per poi estendersi a tutto l'ago; a questo punto i tessuti corticali del getto dell'anno sono imbruniti e morti. Nel periodo vegetativo successivo alla morte del getto apicale, la pianta reagisce con l'emissione di getti avventizi sull'internodo inferiore sopravvissuto. La presenza in primavera o in estate-autunno dei disseccamenti limitati all'ultima vegetazione, di cui spesso rimane solo l'asse nudo a causa della caduta degli aghi ormai secchi, è una manifestazione caratteristica postuma dell'attacco di <i>Brunchorstia</i> .	In primavera e in autunno, alla base degli aghi e sull'asse dei getti morti, compaiono fruttificazioni globose di colore nero. Sugli aghi si presentano sferiche, mentre sull'asse dei getti sono riunite a gruppi e spesso fuse fra loro.
		<i>Cenangium ferruginosum</i>	<i>Pinus</i>	Parassita corticicolo secondario che colonizza le parti più aduggiate della chioma di piante adulte, specialmente in piantagioni dense e su terreni poveri. Colonizza generalmente i rami ed i rametti e ne può provocare la morte a causa della formazione di cancri anellanti. I sintomi fino alla comparsa dei corpi fruttiferi sono aspecifici dato il carattere "opportunista" del fungo	In primavera sulla corteccia dei rami maturano i corpi fruttiferi del fungo, rotondi, di color scuro quando chiusi, e con imenio chiaro
Seccumi	303	<i>Sphaeropsis sapinea</i> = <i>Diplodia pinea</i>	<i>Pinus</i>	I primi sintomi in primavera sono il disseccamento degli aghi prima del loro completo sviluppo e il loro avvizzimento. Su pino nero e sui pini mediterranei nei casi più gravi può causare seccumi dei getti terminali	Su aghi e pigne si osservano le pustole nerastre dovute alle fruttificazioni picnidiche.
		<i>Sirococcus conigenus</i> (= <i>S. strobilinus</i> )	<i>Pinus, Picea</i>	Il fungo attacca i giovani getti provocandone il disseccamento; il germoglio colpito assume spesso un ripiegamento ad uncino ed il danno può essere confuso, per la forte somiglianza sintomatologica, coi disseccamenti da gelo	Sulle parti seccate e specialmente sugli aghi all'estremità del getto, durante l'estate, compaiono i picnidi bruno scuri, sferoidali, dai quali nei periodi umidi fuoriescono i conidi contenuti in gocce di liquido vischioso.
Carie e marciumi radicali	304	<i>Phellinus pini</i> = <i>Fomes pini</i> = <i>Trametes pini</i>	<i>Pinus</i>	causa carie bianca del cilindro centrale con progressione lenta; il cambio della pianta colpita muore solo in corrispondenza della fruttificazione provocando uno sviluppo asimmetrico del tronco in corrispondenza del tronco	Corpi fruttiferi pluriennali di consistenza legnosa a forma di mensola; superficie superiore rugosa con spaccature radiali di colore bruno-rossastro
		<i>Amillaria</i> sp.	<i>Sia su conifere che latifoglie</i>	Intristimento e clorosi fino ad arrossamento generalizzato della chioma. Morte delle piante; Necrosi della corteccia nella parte basale del fusto. Presenza di linee scure nelle sezioni trasversali del fusto delle piante attaccate.	Presenza di feltro biancastro sottocorticale a ventaglio nelle piante attaccate. Tale feltro emana un gradevole odore di fungo. Se la pianta è morta da tempo il feltro bianco si riorganizza in rizomorfe nere, ramificate ed appiattite, che possono trovarsi anche nel terreno. Talvolta compaiono fruttificazioni eduli (chiodini) al colletto
		<i>Heterobasidion annosum sensu lato</i>	<i>Abies, Pinus, Picea, Larix, Pseudotsuga</i>	Intristimento della chioma, morte e caduta degli aghi più vecchi. Arrossamento generalizzato della chioma. Morie "a macchia d'olio" per trasmissione delle infezioni attraverso contatti radicali. Marciume radicale con fuoriuscita di resina dalle radici. presenza di fruttificazioni del fungo al colletto. Colorazione rossastra del legno tagliato	Apparato radicale con legno degradato; presenza sulla ceppaia, vicino al colletto o sulle radici, di fruttificazioni perenni, bianche, crostose o a mensola
Altri funghi	390				

## ANNESSE IX – FUNGHI DELLE LATIFOGLIE

Classe	Cod	Specie	Genere/specie ospite	Sintomi	Segni
Maculature fogliari	305	<i>Rhytisma spp</i>	<i>Acer, Salix</i>	Sulle foglie malate, in estate, si osservano delle croste nerastre. In autunno cadono precocemente.	Sulla pagina superiore delle foglie a partire da giugno macchie gialle più tardi con singoli punti neri che entro agosto confluiscono a formare spesse macchie (stromatiche) di colore nero lucido, visibili anche a lungo sul fogliame caduto
		<i>Mycosphaerella maculiformis</i>	<i>Castanea</i>	Da lontano ingiallimento e successivamente arrossamento precoce (agosto) ed esteso della chioma, filloptosi. Sulle foglie visibili clorosi e maculature necrotiche diffuse tondeggianti, quest'ultime talvolta anche su germogli e piccioli. Le foglie colpite disseccano e cominciano a cadere in agosto-settembre, causando l'arresto del processo di ingrossamento dei frutti ed il loro aborto.	Piccole macchie circolari bruno-rossicce sulle foglie
		<i>Asteroma carpini</i>	<i>Ostrya carpiniifolia</i>	Macchie da rosso-brunastre a nerastre di forma irregolare che interessano anche le nervature	Piccoli rigonfiamenti scuri (acervuli) ai margini al centro delle macchie
		<i>Gnomoniella carpinea f.c. Monostichella robergei</i>	<i>Ostrya carpiniifolia</i>	Macchie fogliari di color grigio-marroni contornate da una linea più scura e che possono unirsi in unità più estese di tipo internervale (spesso non interessano la nervatura principale e quella secondarie). Possibilità di confusione con mine causate da insetti	Forma ascofora (Telomorfo) di <i>Asteroma carpini</i>
		<i>Drepanopeziza punctiformis = Marssonina brunnea</i>	<i>Populus, Salix</i>	La malattia inizia dalle parti più basse della chioma procedendo gradualmente verso l'alto. Nei casi peggiori le piante, alla fine dell'estate, hanno poche foglie all'apice dei getti. In estate foglie con fitta punteggiatura e maculatura nero-bruna che può interessare anche le nervature; nella tarda estate decolorazione gialla o bianca e caduta delle foglie a partire dalla parte inferiore della chioma	Sulle aree necrotiche della foglia, durante i periodi umidi, maturano le fruttificazioni nerastre del fungo.
		<i>Septoria populi</i>	<i>Populus</i>	Macchie di color grigiastro delimitate da un margine necrotico	Macchie puntiformi nere (picnidi) al centro delle zone necrotizzate
		<i>Taphrina populina</i>	<i>Populus</i>	Presenza sulla pagina superiore della foglia di bollosità di dimensioni varie inizialmente di verde chiaro che poi assumono tonalità più chiare fino a giallo	Le bollosità fogliari rimangono coperte, nella parte concava, da una pruina di colore giallo, che è determinata dalla fuoriuscita dei corpi fruttiferi del parassita, per rottura della cuticola.
		<i>Ulocladium chartarum</i>	<i>Quercus</i>	Macchie necrotiche di forma circolare molto evidenti sulla pagina superiore delle foglie; verso la fine dell'estate tali macchie allargandosi tendono ad unirsi e possono causare il precoce disseccamento dell'intera foglia. In Italia la malattia è presente solamente sulla vegetazione aduggiata.	Picnidi piccoli neri sulle foglie cadute
Antracnosi	306	<i>Discula nervisequa, (Apiognomonina errabunda)</i>	<i>Fagus,</i>	Nel faggio: arrossamento generalizzato della chioma con disseccamenti fogliari estesi e filloptosi precoce (estiva). Da vicino le necrosi fogliari sono di color cuoio e di forma a fiamma o tondeggianti sulle nervature; disseccamenti dei giovani rametti.	Lungo le nervature fogliari si osservano macchie bruno allungate od ovali, più tardi diffuse irregolarmente, nonché necrosi degli apici e dei margini fogliari; sulla pagina inferiore delle foglie nervature di colore bruno chiaro al centro delle macchie necrotiche e di colore bruno scuro sul margine di progressione. Sugli organi infetti durante l'estate si ha lo sviluppo della forma conidica.
Oidio	307	<i>Uncinula spp.</i>	<i>Populus, Salix, Ulmus</i>	Presenza di un fitto intreccio di ife con aspetto polverulento bianco-grigiastro sulle gemme e/o sulle foglie, che seccano precocemente.	Fitto intreccio di ife con aspetto polverulento bianco-grigiastro sulle gemme e/o sulle foglie
		<i>Microsphaera alphitoides</i>	<i>Quercus, Castanea</i>	Le parti più colpite sono i giovani polloni (1-3 anni) e le piantine in vivaio, che possono apparire completamente bianche. Gli attacchi primaverili di oidio provocano deformazioni e ridotto sviluppo delle nuove foglie e, se le condizioni ambientali permangono favorevoli (alta T e UR), si può verificare la perdita pressoché totale della prima emissione di foglie	Presenza di macchie biancastre e polverose che tendono a confluire coprendo l'intera lamina fogliare

Classe	Cod	Specie	Genere/specie ospite	Sintomi	Segni
Avvizziment o dei rami	308	<i>Venturia populina</i> = <i>Pollaccia elegans</i>	<i>Populus</i>	In primavera sul lembo fogliare compaiono zone imbrunite in prossimità delle nervature principali che spesso tendono a confluire e ad interessare gran parte della foglia. In seguito all'infezione dei piccioli e dell'asse del germoglio si osserva il disseccamento delle foglie e dei giovani getti dell'anno, che restano piegati ad uncino.	Il lembo fogliare e l'asse dei giovani getti disseccati appaiono ricoperti da una pruinosità giallo-olivastra costituita dalla forma conidica del parassita.
Ruggini	302	<i>Melampsora allii</i> - <i>populina</i>	<i>Populus</i>	Gravi defogliazioni del pioppo, specialmente nei vivai. Le specie più soggette alla malattia sono <i>P. nigra</i> , <i>P. deltoides</i> e <i>P. trichocarpa</i>	Presenza sulla pagina inferiore delle foglie di pustoline di color giallo-arancione
Seccumi	303	<i>Ophiostoma ulmi</i>	<i>Ulmus</i>	In primavera compaiono improvvisi appassimenti e avvizzimenti delle porzioni terminali dei rami, seguiti da disseccamenti di zone di chioma dall'alto verso il basso. In alcuni casi il disseccamento riguarda in poco tempo l'intera pianta. Le foglie e giovani getti dell'anno, seccati all'improvviso, restano a lungo sulla pianta piegati ad uncino.	Presenza di scolitidi sotto la corteccia delle porzioni morte. Colorazione intensa del legno, in corrispondenza delle cerchie, dei rami morti (visibile solo dopo il taglio della branca).
		<i>Cryptodiaporthe populea</i> sin. <i>Dothichiza populea</i>	<i>Populus</i>	Parassita di debolezza che provoca in primavera cancri corticali dei rami (anche sottili) con disseccamenti delle parti superiori della chioma sulle piante stressate idricamente o da freddo. Le lesioni appaiono ingrossate e scure, talvolta cancri perenni. I rami restano spogli o con poche foglie morte.	Carpofori neri sulla corteccia dei rami e sulle gemme
		<i>Diatripe disciformis</i>	<i>Fagus</i>	Debole agente di disseccamento nei rami del faggio di dimensioni tra 2 e 5 (10) cm, di piante deperienti o orzoni aduggiate della chioma. I rami morti sono fragili e si distaccano facilmente.	Produce fruttificazioni nere, piccole 2-3 mm, numerose e ben distinte le une dalle altre, che erompono e sporgono dalla corteccia.
		<i>Botryosphaeria stevensii</i> = <i>Diplodia mutila</i>	<i>Quercus</i>	Le piante colpite presentano disseccamenti delle parti apicali dei germogli ancor prima che la malattia avvolga l'intera circonferenza del ramo. Caduta precoce delle foglie.	Cancri nelle branche con necrosi e depressioni, presenza di piccole pustole nere di forma circolare al centro e ai margini dell'area necrotica
		<i>Fusicoccum quercus forma conidica di Botryosphaeria stevensii</i>	<i>Quercus</i>	Da vicino le necrosi si presentano con contorni ben definiti se sulla corteccia ancora verde dei giovani germogli o, se su corteccia più vecchia, riconoscibile solo dai corpi fruttiferi. In caso di infezione sull'intera circonferenza del ramo, si hanno imbrunimento e deperimento di foglie, germogli rami o parti di tronco fino a 10cm di diametro posti superiormente	Cancri nelle branche con necrosi e depressioni, presenza di piccole pustole nere di forma circolare al centro e ai margini dell'area necrotica
		<i>Ulocladium chartarum</i>	<i>Quercus</i>	Nei mesi di giugno/luglio si osservano sulle foglie macchie marroni necrotiche di forma circolare che mostrano un bordo definito molto evidente sulla superficie superiore, più pallido e meno definito su quella inferiore. Le macchie si allargano progressivamente diventano molto grandi e si fondono nella tarda estate causando una precoce essiccazione e filloptosi.	I corpi fruttiferi del fungo si sviluppano per lo più sulle foglie a terra già da tempo
Cancri	309	<i>Cryphonectria parasitica</i> = <i>Endothia parasitica</i>	<i>Castanea</i>	A distanza ingiallimento delle foglie e disseccamento dei rami; ingrossamento della corteccia con screpolature, scure, "a fuso". Da vicino sono visibili nel caso di cancro tipico (ceppo virulento): depressioni necrotiche color cuoio della corteccia; morte dei tessuti al di sopra del punto di infezione e presenza di fruttificazioni arancioni; mentre nel caso di cancro atipico (ceppo ipovirulento): necrosi corticali con ipertrofia dei tessuti; vegetazione normale.	Cancri con vistose cicatrizzazioni anomale.
		<i>Nectria ditissima</i>	<i>Fagus</i>	Evidenti malformazioni cancerose dei rami principali; ingiallimenti delle foglie; disseccamenti dei rami e dei rametti; fusti irregolari	Cancri ad anelli sui rami principali e depressioni necrotiche della corteccia dei rametti
		<i>Cytospora cryosperma</i> = <i>Valsa sordida</i>	<i>Populus</i>	Agente di necrosi corticale. Sulla corteccia compaiono tacche di colore bruno. In seguito alla reazione della pianta la parte imbrunita, ormai morta, si deprime. Il fungo può trovarsi nei tessuti vivi dell'ospite come endofita e diventare patogeno quando le piante entrano in stato di sofferenza.	Sulla corteccia depressa compaiono tante piccole prominenze in corrispondenza delle quali l'epidermide si solleva, lasciando scoperti piccoli stromi nerastri. All'interno di questi si formano le fruttificazioni dalle quali, nei periodi umidi, fuoriescono dei cirri rosati contenenti i conidi.
		<i>Pezizula cinnamomea</i>	<i>Quercus</i>	Deformazioni con rigonfiamento a fiasco della base del tronco e fenditure cancerose della corteccia; superiormente macchie scure per flusso gommoso dalla corteccia	lesione corticale con legno scoperto di colore scuro
		<i>Stereum rugosum</i>	<i>Quercus</i> , <i>Fagus</i>	Deformazione del tronco causato da sollevamenti, infossamenti e rigonfiamenti	fruttificazioni crostose giallastro-crema aderenti all'ospite

		<i>Biscogniauxia mediterranea</i> (= <i>Hypoxylon mediterraneum</i> )	<i>Quercus</i>	Cancri dei rami che provocano intristimento e morte dei fusti o delle porzioni alte della chioma, che appare molto rarefatta. La malattia è presente su piante deperienti principalmente per stress idrico.	La presenza del fungo si manifesta con uno stroma nero carbonioso, esteso ed avvolgente, che erompe dalla corteccia dei rami e del fusto
		<i>Biscogniauxia nummularia</i> (= <i>Hypoxylon nummularium</i> )	<i>Fagus</i>	Cancri dei rami che provocano intristimento e morte dei fusti o delle porzioni alte della chioma, che appare molto rarefatta. La malattia è presente su piante deperienti principalmente per stress idrico.	La presenza del fungo si manifesta con uno stroma nero carbonioso, tondeggianti di 1-2 cm di diametro, che erompe dalla corteccia dei rami e del fusto

Classe	Cod	Specie	Genere/specie ospite	Sintomi	Segni
Carie e marciumi radicali	304	<i>Fomes fomentarius</i>	<i>Fagus, Quercus, Tilia, Populus, Betula, Celtis, Platanus</i>	Agente di carie bianca su piante generalmente senescenti. La colonizzazione progredisce intensamente e riguarda la parte centrale del cilindro legnoso, che si svuota. Se il fungo arriva al cambio ne provoca la morte; in tal caso all'esterno si noteranno depressioni corticali, nelle quali successivamente si svilupperanno le fruttificazioni	Mensola pluriennale a forma di zoccolo a sezione triangolare e di consistenza legnosa; la superficie superiore è crostosa di colore grigio con zonature più chiare; quella inferiore poroide di color grigio rosato. E' possibile ritrovare carpofori a varie altezze lungo il tronco
		<i>Ganoderma applanatum</i>	<i>Fagus</i>	Agente di carie bianca del tronco e marciume radicale. Presente più frequentemente su piante adulte, che sono più facilmente soggette a schianti e ribaltamenti.	Carpoforo pluriennale legnoso, con superficie superiore di color grigio bruno con cuticola dura e opaca, superficie inferiore poroide dapprima bianca poi scurisce. Si sviluppa alla base del tronco più raramente a 3-4 m di altezza
		<i>Ungulina marginata</i> = <i>Fomes pinicola</i> = <i>Fomitopsis pinicola</i>	Diverse specie anche conifere	Agente di carie bruna, cubica del legno, è un debole parassita che attacca piante debilitate, specialmente alla base del fusto. Continua il suo sviluppo su legname abbattuto in foresta. Causa una intensa degradazione del legno, nella fase di carie cubica le fenditure apertesi nel legno appaiono riempite da un compatto feltro di micelio biancastro.	Corpo fruttifero a forma di mensola di consistenza legnosa pluriennale con il margine arrondato di colore più chiaro rispetto al cappello; la superficie superiore è di colore grigio scura concentricamente solcata; la superficie inferiore poroide di color bianco crema
		<i>Armillaria mellea</i>	Diverse specie	Intristimento e clorosi fino ad imbrunimento generalizzato della chioma. Morte delle piante; Necrosi della corteccia nella parte basale del fusto	Presenza di feltro biancastro sottocorticale a ventaglio nelle piante attaccate. Tale feltro emana un gradevole odore di fungo. Se la pianta è morta da tempo il feltro bianco si riorganizza in rizomorfe nere, ramificate ed appiattite, che possono trovarsi anche nel terreno. Talvolta compaiono fruttificazioni eduli (chiodini) al colletto
		<i>Ustulina</i> (= <i>Kretzschmaria</i> ) <i>deusta</i>	<i>Fagus</i> <i>Acer</i> <i>Tilia</i>	Agente di carie bianca del legno e marciume radicale. Il legno colonizzato assume una colorazione bruna e successivamente biancastra. La zona di legno cariato è delimitata da striature nere. Il patogeno penetra nel fusto da lesioni basali e colonizza la parte centrale della ceppaia, per poi estendersi alle radici e al fusto.	Il fungo sviluppa sottili fruttificazioni nere e crostose sulle ceppaie, spesso confuse nel muschio.
		<i>Phytophthora spec.</i>	<i>Alnus, Castanea, Quercus, Betula, Fagus</i>	Le foglie da lontano presentano clorosi, microfillia, accartocciamento della lamina fogliare e filloptosi nelle parti più alte della chioma. Disseccamenti di polloni, ceppaie o individui; di foglie e rami. Emissione di liquido nerastro alla base del fusto. Necrosi corticali e, solo nel caso del castagno, colorazione a fiamma della zona cambiale al colletto.	Non presenta fruttificazioni, è necessario rilevare i sintomi ed eventualmente raccogliere tessuto corticale alla base delle piante e campioni di terreno.
Deformazioni	310	<i>Taphrina kruchii</i>	<i>Quercus</i>	Scopazzi con presenza di foglie di dimensioni anomale e clorotiche	Foglie clorotiche, carnose, bollose, caduche
Altri funghi	390				

## **ANNESSO X - LISTA DEI SINTOMI CON UNA SELEZIONE DI POSSIBILI AGENTI E FATTORI**

☛ Sintomi: **in grassetto** o sottolineato; possibili cause e fattori: *in corsivo*

### **LATIFOGLIE**

#### **FOGLIE**

##### ***Ingiallimenti***

marginali e/o internervali: *deficienze nutrizionali, siccità, inquinanti gassosi*

punteggiate localizzate nella parte bassa della chioma di betulla e pioppo: *infezione da ruggine esteso a tutta la foglia ad eccezione delle nervature*, localizzato su parti ben definite di chioma di faggio e querce: *deficienza nutrizionale da calcio*

di tutta la chioma con andamento dall'alto verso la parte bassa della chioma in faggio, betulla e pioppo: *siccità*

##### ***Bronzature***

sulla superficie superiore della foglia: *ozono, irraggiamento UV, afidi*

##### ***Imbrunimenti (necrosi)***

1. necrosi parziale si diffonde dalla parte più bassa della chioma, esclusa la cima: *attacchi fungini; lungo le nervature*: es. *Apiognomonina* spp., macchie necrotiche: es. *Stigmina*, *Phloeosporella*, *Marssonina* spp., *Rhytisma acerinum* (Aceri), *Ulocladium chartarum* (Querce)
2. necrosi parziali con presenza di mine fogliari apicali e piccoli fori internervali: su faggio *Rhynchaenus fagi*; su quercia: *R. quercus*.
3. internervali o marginali: *deficienze nutrizionali, siccità, inquinanti gassosi*
4. tutta la chioma, con inizio nella parte alta della chioma: *siccità*
5. tutta la chioma, con inizio nella parte bassa della chioma: *geli tardivi, attacchi fungini*
6. a chiazze sparse nella chioma: su faggio cancro causato da *Nectria ditissima*; su querce (incluso leccio) disseccamento e moria dei rami causato da *Coroebus florentinus* (evidenza di una cercinatura alla base del ramo disseccato).

##### ***Presenza di sostanze sulla lamina fogliare che ne alterano il colore***

1. copertura nerastra: *fumaggini*
2. copertura biancastra: *oidio*

##### ***Foglie piccole, caduta precoce delle foglie, foglie erose, foglie scheletrizzate, defogliazione***

1. caduta precoce: *siccità, marciumi radicali* es. *Phytophthora*
2. foglie erose totalmente o in parte, foglie con fori: *lepidotteri defogliatori*; su faggio: *Rhynchaenus fagi*; su frassino: *Stereonychus fraxini*.
3. foglie scheletrizzate: *lepidotteri defogliatori*; adulti e larve di coleotteri crisomelidi es. *Agelastica alni*, *Altica* spp., *Caliroa* spp.
4. foglie mancanti (defogliazione): *lepidotteri defogliatori* es. *Operophtera brumata*, *Tortrix viridana*, *Lymantria dispar*, *Euproctis chrysorrhoea*; spazi vuoti per mancanza di foglie sui getti di S. Giovanni sulle querce: *oidio*

##### ***Galle e deformazioni***

galle: es. da vespe su querce, da *afidi* su olmi; da *cecidomidi* su *Fraxinus*.

deformazioni: da *afidi*; da acari; su leccio con pustoline somiglianti a ruggini sulla parte inferiore della lamina fogliare: *Eriophyes ilicis*; su pioppo e leccio: *Taphrina*; su foglie giovani di quercia (cerro, roverella): *oidio*

### **GETTI DELL'ANNO E GEMME**

1. **Moria**: su querce stadio iniziale del fenomeno del “declino delle querce”; su faggio stadio iniziale del complesso fenomeno del “declino del faggio”.
2. **Appassimento** (funghi agenti di tracheomicosi): su olmo *Ophiostoma novo-ulmi*, su acero *Verticillium*; siccità o gelo
3. **Disseccamenti** soprattutto nella parte bassa della chioma: *attacchi fungini*; nelle parti alte o più esposte: *funghi* (*Nectria ditissima* su Faggio); *siccità o gelo*
- 4.

### **RAMI**

#### **Rami spogli**

1. moria e disseccamento: stadi avanzati del fenomeno del *declino delle querce*, del *declino del faggio*, del deperimento causato da *Nectria* sull'acero e faggio; *Biscogniauxia* su Faggio e quercia; *Cryphonectria* su castagno; *marciumi radicali* es. da *Armillaria*, *Phytophthora* spp.; in piante di faggio situate sui margini più esposti al sole: *colpo di calore con successivo attacco di insetti*; su suoli molto superficiali: *siccità*; su suoli idromorfici: *ristagno idrico*; su querce e leccio: attacco di *Coroebus florentinus*.
2. distacco di lembi di corteccia per azione del picchio: larve di coleotteri delle parti colpite (*scolitidi*) es. *Scolytus intricatus*; *Agrilus biguttatus* nella fase avanzata del fenomeno del declino delle querce.

#### **Cancri, essudazioni, lesioni**

1. cancri con l'aspetto di protuberanze con bordi prominenti irregolari o grossolanamente rotondeggianti con abbondante callo cicatriziale: *cancri perenni* es. da *Nectria* spp. o *Stereum rugosum*; su castagno cancri ipovirulenti da *Cryphonectria*
2. essudazioni su faggio: *Agrilus viridis*; su olmo: *batteri*; su querce: *Biscogniauxia*
3. lesioni corticali, piccole e numerose sulla parte superiore dei rami: *grandine*; poco numerose e abbastanza estese, che cercinano parzialmente i rami: *roditori*.

#### **Deformazioni**

1. galle, tumori: *batteri*, *funghi*, *insetti*; lesioni: *cancri perenni* [vedi 1.3.2.1]; crescita irregolare da cause sconosciute.
2. scopazzi su betulla, carpino, ciliegio, leccio: *Taphrina* spp.

#### **Segni di insetti**

1. Nidi sericei che inglobano le foglie all'estremità dei rami: *Euproctis chrysorrhoea*

### **FUSTO**

#### **Cancri, essudazioni, lesioni**

2. cancri con l'aspetto di protuberanze con bordi prominenti irregolari o grossolanamente rotondeggianti con abbondante callo cicatriziale: *cancri perenni* es. da *Nectria* spp., o *Stereum rugosum*, su castagno *Cryphonectria*
3. essudazioni sulla parte più alta del fusto: cancri annuali causati da patogeni es. su faggio da *Nectria coccinea*, su cerro e leccio da *Biscogniauxia mediterranea* o da *insetti* es. *Agrilus* spp. o da *batteri* su olmo; essudazioni sulla parte più bassa del fusto: *marciumi radicali* es. *Armillaria* spp., *Phytophthora* spp. e *Biscogniauxia*

4. lesioni con l'aspetto di lunghe e strette strisciate di tessuto di cicatrizzazione, localizzate sulla parte del fusto più esposta al sole: *danni da gelo*; con l'aspetto di corte ma larghe strisciate localizzate nella parte bassa del fusto più esposta al sole: *colpi di sole*; con l'aspetto di lunghe e strette strisciate: *fulmine*; con l'aspetto di una stretta striscia verticale o di una serie di numerose strisciate oblique: *danni da abbattimento*.

### **Segni di insetti**

1. fori, rosura, colature o distacco della corteccia causata dal picchio: *insetti delle parti lignificate*
2. punteggiature bianche sul faggio: afidi del faggio (*Cryptococcus fagisuga*);
3. ovature di lepidotteri es. *Lymantria* spp.
4. nidi di lepidotteri: *Thaumetopoea processionea* e altre specie

### **Segni di funghi**

1. aree depresse o fessurazioni longitudinali es. su querce: *Phellinus robustus*, su faggio: *Fomes fomentarius*, *agenti di cancro corticale*
2. corpi fruttiferi: *funghi del legno*; stromi carboniosi: *Biscogniauxia* sp., *B. mediterranea*

### **Deformazioni**

1. galle, tumori: *batteri, funghi, insetti*; protuberanze - rigonfiamenti: *cancri perenni* [vedi 1.3.2.1]; crescita irregolare da cause sconosciute.
2. fessurazioni longitudinali attorno la parte bassa del fusto, soprattutto su querce: *cretti da gelo*.

## **COLLETO**

### **Essudazioni**

1. su faggio *Phytophthora*;
2. su querce *Armillaria*, *Biscogniauxia*

### **Segni di insetti**

1. fori, rosura di colore bruno rossastro o bianca, fessurazioni della corteccia: *insetti delle parti colpite*

### **Segni di funghi**

1. corpi fruttiferi es. *Ganoderma* spp. su faggio.
2. aree depresse a forma più o meno allungata senza corteccia e presenza di stroma fungino di colore nerastro, es. su faggio e tiglio *Ustulina deusta*.

## **CONIFERE**

### **AGHI**

#### **Alterazione del colore da verde pallido a giallo**

1. sugli aghi dell'anno, a bande trasversali su abete rosso *Chrysomyxa* spp.; con inizio alla base degli aghi su pino silvestre, pino marittimo e abete rosso in stazioni con ristagno idrico o con substrato calcareo: *clorosi da deficienza di Mn, Fe*; su tutto l'ago con emissione di resina: *marciumi radicali*, su Douglasia: *eccesso di Mn*
2. sugli aghi di 2 o più anni con inizio all'apice dell'ago: *deficienza da Mg, K*; sugli aghi del 2° anno nel pino silvestre: *senescenza precoce causata da stress e.g. siccità, ozono* (se si verifica sugli aghi del 3° anno: normale senescenza)
3. sugli aghi di tutte le età diffuse su tutto l'ago accompagnate da microfillia e riduzione della crescita dei getti: *danni alle radici da agenti biotici o abiotici; deficienza nutrizionale soprattutto azoto*; punteggiature giallastre diffuse su tutto l'ago accompagnate da incurvamento e/o

ripiegamento degli aghi e presenza di lanugine bianca su abete bianco e douglasia: Adelgidi; a bande trasversali o a chiazze sui pini: *Haematoloma dorsatum*; a chiazze associate a punteggiature biancastre sui pini: *cocciniglie (Leucaspis sp.)*

### **Arrossamenti e imbrunimenti (necrosi)**

1. sugli aghi dell'anno nella parte della chioma esposta al sole: *aridità invernale*; esteso a tutto l'ago accompagnato da deformazioni del getto: *gelo tardivo o attacco fungino di Botrytis cinerea*; sul larice: *gelo tardivo o Coleophora laricella*; esteso su tutto l'ago con segni di attacchi fungini su abete bianco: *Pucciniastrum epilobii*; esteso su tutto l'ago accompagnato dalla morte dei getti più giovani: *attacco di patogeni es. Sirococcus strobilinus* su abete rosso, *Gremmeniella abietina* su abete rosso e pini; *Cenangium ferruginosum*, *Sphaeropsis sapinea* su pini; *attacco di insetti*: es. *Thecodiplosis brachyntera* su pini; nelle vicinanze di centri industriali: *inquinamento acuto da emissioni gassose*; ai bordi delle strade: *sali antighiaccio*
2. sugli aghi di 2 o più anni all'apice dell'ago: *deficienza nutrizionale* da *K, Mg*; esteso a tutto l'ago: *senescenza*; soprattutto sugli aghi del 2° anno e contemporanea perdita degli aghi più vecchi: *ruggini (Crysomixa)*; *funghi agenti di defogliazione* es. *Lirula nervisequia* su *Abies sp.*, *Lophodermium macrosporum* e *Lirula sp.* su abete rosso, *L. seditiosum* o *Rhabdocline pseudotsugae*, *Phaeocryptopus gaeumannii* su douglasia; *Cyclaneusma sp.* e *Thyriopsis halepensis* su pini *sp.*; *attacco di insetti* es. *Cryptocephalus pini* su pino silvestre e pino nero austriaco, resti di aghi erosi con presenza di escrementi o imbrunimento completo degli aghi: *Thaumetopoea pityocampa*; resti di aghi erosi e presenza di escrementi contenuti in nidi di fili sericei: *Cephalcia sp.*, su larice *Zeiraphera griseana*, insetti minatori degli aghi es. *Epinotia tedella*; resti di aghi erosi e distorti su pini: *Diprion pini* (fase iniziale dell'attacco), su aghi di pini tacche anulari che variano gradualmente di colore dal verde chiaro, al giallo, al rosso-bruno ed infine al bruno, accompagnati talvolta da disseccamenti apicali: *Haematoloma dorsatum*;
3. aghi di tutte le età solo nella parte superiore della chioma: su pino silvestre *ruggini*; su *Pseudotsuga* attacchi di *Phacidium coniferarum*; su tutta la chioma: marciumi radicali es. *Armillaria spp.*, *Heterobasidion annosum*; su tutta la chioma accompagnato da perdita della corteccia: attacco di insetti delle parti significate es. *Ips typographus*, *Pityogenes chalcographus* su abete rosso, *Tomicus sp.*, *Ips sexdentatus* e *I. acuminatus sui pini*, *Cryphalus spp.* su abete bianco.

### **Perdita parziale o totale degli aghi**

1. aghi dell'anno perdita parziale o totale nella parte esposta al sole della chioma: *aridità invernale*; perdita parziale o totale: episodi di *inquinamento acuto* (nelle vicinanze di centri industriali), *sali antighiaccio* (ai bordi delle strade); attacchi di patogeni es. *Sirococcus strobilinus* su abete rosso, *Gremmeniella abietina* su abete rosso e pini, *Cenangium ferruginosum* o *Sphaeropsis sapinea* su pini; con presenza di fili sericei e resti di aghi parzialmente erosi tali da assumere un aspetto filiforme talvolta arricciato es. su abete rosso: *Pristiphora abietina*
2. degli aghi di 2 o più anni perdita parziale o totale: *senescenza*, *Neodiprion sertifer* su pino silvestre e pino nero d'Austria; perdita soprattutto degli aghi del 2° anno e degli aghi più vecchi: *ruggini*; perdita sparsa degli aghi più vecchi con presenza di escrementi e resti di aghi erosi: *imenotteri* es. *Cephalcia sp.* su abete rosso; *Acantholyda sp.* sui pini
3. aghi di tutte le età perdita parziale o totale: *marciumi radicali*, *insetti delle parti lignificate*; perdita totale o parziale sparsa lungo i rami con presenza di resti di aghi erosi: *lepidotteri defogliatori*, *Lymantria monacha* su varie conifere, sui pini *Thaumetopoea pityocampa*, *Dendrolimus pini*, o *larve di imenotteri Diprion pini*; perdita parziale di aghi sparsi lungo i rami con presenza di ferite sulla parte superiore dei rami: *grandine*

### **Deformazioni**

galle su abete rosso: *Sacchiphantes abietis*

ripiegamenti di aghi sparsi con presenza di punteggiature giallastre e lanugine biancastre: su abete bianco e douglasia *Adelgidi*

## **GETTI DELL'ANNO E GEMME**

### **Defogliazione o mancata emissione del getto dell'anno**

1. sui pini: *Tomicus* sp.;
2. su abete rosso: *Sphaeropsis*, *Sirococcus*

### **Necrosi del getto**

1. aridità invernale, *inquinamento acuto da emissioni gassose* (nelle vicinanze di centri industriali); *sali antighiaccio* (vicino alle strade);
2. *attacchi fungini* es. *Sirococcus strobilinus* su abete rosso;
3. *Gremmeniella abietina* su abete rosso e pini;
4. *Cenangium ferruginosum*, *Sphaeropsis sapinea* su pini.

### **Ridotto o mancato accrescimento del getto dell'anno**

1. sui pini *Tomicus* sp.;
2. su abete bianco *Cryphalus* sp.
3. **con necrosi delle gemme** su abete rosso *Sirococcus*;
4. sui pini *Sphaeropsis*

### **Deformazioni**

1. ripiegamento del getto: *gelo tardivo*;
2. ripiegamento verso il basso del getto *deficienza da Cu*,
3. su abete rosso *Sirococcus*;
4. ripetuti incurvamenti del getto su giovani pini: *Rhyacionia buoliana*; *Melampsora pinitorqua* (pino marittimo)

## **RAMI**

### **Rami e cimale spogli**

1. *danni da gelo*;
2. attacchi da insetti delle parti lignificate es. *Pityogenes* sp. e *Pityophthorus* sp.;
3. cimale cercinati su abete rosso e larice: *roditori*

### **Cancri, lesioni, emissioni di resina**

1. cancri accompagnati da emissioni di resina su cipresso: *Seiridium*; con rigonfiamenti su pini: *ruzzini*, su Douglasia: *Phacidium coniferarum*, su larice: *Lachnellula willkommii*
2. lesioni corticali piccole e numerose sulla parte superiore dei rami: *grandine*, su pino con presenza di vescichette ecidiche: *ruzzine*; poco numerose e abbastanza estese che cercinano parzialmente o totalmente il cimale: *roditori*

### **Deformazioni**

1. protuberanze - rigonfiamenti su larice: *cancro perenne* da *Lachnellula willkommii*
2. scopazzi su abete bianco: *ruzzine* *Melampsorella caryophyllacearum*, su pino marittimo: *mutazioni*

### **Nidi di lepidotteri**

1. nidi sericei: *Thaumetopoea pityocampa*

### **Piante parassite**

## **FUSTO**

### **Cancri, emissioni di resina, lesioni**

1. cancri sui cipressi con contemporanea emissione di resina: *Seiridium*; sui pini con protuberanze (rigonfiamenti) e segni di funghi: *ruggini*; sul larice con presenza contemporanea di callo cicatriziale con bordi prominenti irregolari o grossolanamente rotondeggianti: *cancro perenne* da *Lachnellula willkommii*; su Douglasia cancro annuale da *Phacidium coniferarum*
2. emissioni di resina dalla base della pianta su abete rosso e Douglasia: *marciume radicale* da *Armillaria ostoyae*; su Douglasia dalla cima della pianta: *eccesso di Mn*; sui pini: *ruggini vescicolose*; sul larice: *cancro perenne* da *Lachnellula willkommii*, su cipresso: *cancro della corteccia* da *Seiridium cardinale*
3. lesioni con l'aspetto di lunghe e strette strisciate spiraliformi lungo il fusto con la parte centrale caratterizzata dalla perdita di corteccia: *fulmine*; lunghe e strette fessurazioni radiali parzialmente o completamente cicatrizzate su abete rosso e larice: *siccità*, con l'aspetto di una stretta striscia verticale o di una serie di numerose strisciate oblique: *danni da abbattimento*; lunghe sottili con margine cicatriziale marcato su abete bianco: *danni da gelo*

### **Segni di insetti**

1. fori, rosura di color bruno o biancastro, grumi di resina: *insetti della corteccia o del legno*
2. punteggiature o lanugine biancastre su pini ed abete bianco: *Adelgidi*

### **Segni di funghi**

1. pustoline di colore giallo-arancione sui pini: *ruggini vescicolose* (presenza di vescichette ecidiche) es. *Cronartium sp.*
2. corpi fruttiferi: *funghi del legno*
3. aree depresse di aspetto traslucido con presenza di resina sui pini: *ruggini*, su Cupressacee: *Seiridium*; limitato da callo: su larice *cancro perenne* da *Lachnellula willkommii*, su Douglasia *Phacidium coniferarum*
4. Protuberanze – rigonfiamenti: su abete bianco: *ruggini* da *Melampsorella caryophyllacearum*; su larice *cancro perenne* da *Lachnellula willkommii*

## **COLLETO**

### **Emissioni di resina**

1. marciumi radicale e.g. *Armillaria spp.*

### **Segni di insetti**

1. fori, rosura di color bruno o biancastro: *insetti della corteccia o del legno*

### **Segni di funghi**

1. corpi fruttiferi: *funghi del legno*

## **ANNESSE XI - INTEGRAZIONE DEI RILIEVI DELLE CONDIZIONI DELLE CHIOME NELLE AREE DELLA RETE DI LIVELLO I – ICP FORESTS (ITALIA)**

Recenti esperienze, basate sui risultati del monitoraggio forestale a livello nazionale ed europeo, mostrano che i più importanti *drivers* del peggioramento delle condizioni delle chiome sono rappresentati da eventi climatici estremi, ed in particolare dalle frequenti ondate di calore e siccità estiva che stanno assumendo una crescente rilevanza, soprattutto dal 2010 in poi.

Riteniamo che il classico approccio usato per la valutazione della condizione delle chiome “per albero”, che esprime la percentuale di alberi defogliati, debba essere integrato da un approccio “per popolamento” per vari motivi:

- La risposta degli individui arborei è modulata dalla struttura e dalla composizione specifica del popolamento, descritta dall' area basimetrica, n. di piante, competizione fra le chiome. È bene tenere distinti i vari aspetti strutturali perché possono avere differente significato. Per esempio, un valore alto di area basimetrica può essere raggiunto da numerosi individui di piccola dimensione (alta densità, con possibilità di mortalità per concorrenza), o da pochi individui di grandi dimensioni.
- Il deperimento e la mortalità di alberi indotti dagli estremi climatici sono in grado di cambiare la struttura e la composizione specifica del bosco, con conseguenze sulla biodiversità e i servizi ecosistemici del bosco stesso
- Una caratterizzazione più dettagliata degli aspetti strutturali del soprassuolo può supportare meglio il collegamento fra la valutazione delle chiome da terra e la valutazione da *remote sensing* da satellite. Il dato sulla struttura, inoltre, può integrarsi con l'applicazione di tecnologie più avanzate, come il *laser scanner*, che permette un'analisi della struttura (*fusto e chioma*) di singole piante e del soprassuolo nel suo complesso. e i *tree talkers*. Questi ultimi sono l'assemblaggio di più sensori per la misura e la stima di parametri fisiologici degli alberi, tra cui la traspirazione che poi, in base ai dati di struttura, possono essere calcolati a livello di plot.
- *Estendere, all'intera area di 18 m di raggio, il rilievo dendrometrico (ma non la valutazione delle chiome) tramite la misura ogni 5 anni dei diametri di tutte le piante con diametro del fusto >10 cm.*

Questa integrazione permetterà una più precisa caratterizzazione del contesto forestale in cui si trovano le aree permanenti e le piante oggetto di monitoraggio, e consentirà di esprimere i risultati delle condizioni delle chiome a livello di area.

La restituzione dei dati sarà fatta su supporto cartaceo.

### **ATTIVITA' DA SVOLGERE ALL'INTERNO DELLA AdS18 (OGNI 5 ANNI)**

Cavallettamento totale degli individui arborei con diametro > 9,5.

Nelle aree acclivi, il cavallettamento deve partire dal lato a monte verso quello a valle, segnando ogni volta con gessetto l'albero rilevato a valle per evitare ripetizioni.

Si rilevano piante singole e ceppaie appartenenti alle classi di Kraft 1,2,3,4,5 (incluse quindi le piante dominate e quelle morte).

Per ogni individuo, oltre al diametro, viene indicato il dendrotipo e la posizione sociale.

Le piante morte (classe di Kraft 5) vengono tutte rilevate e segnate con un bollino di vernice rossa, per evitare di conteggiarle nel rilievo successivo

Su ogni ceppaia si rileva il diametro e posizione sociale di tutti i polloni con diametro > 9,5

Se la singola pianta o la ceppaia sono nel campione hanno il numero esistente

Ceppaie e singole piante non numerate si rilevano senza attribuirgli un identificativo sul campo e gli si attribuisce una lettera nello schema di rilevamento

La nuova numerazione (A, B, C.....) inizia nuovamente per ogni plot, l'identificativo di ogni albero, matricina o ceppaia è dato dal n. plot e dal n. Pianta

V/M indica pianta (o pollone) viva o morta.

Vedi schemi allegati sul sistema di rilevamento degli alberi, delle matricine e delle ceppaie (rif. Dendrotipo)

<b>PLOT</b>	<b>DENDROTIPO</b>	<b>N. PIANTA</b>	<b>POS.SOC.</b>	<b>DIAM.</b>	<b>V/M</b>
45	A	15	1	20	V
45	M	18	2	18	V
45	C	20	2	12	V
45	C	20	2	10	V
45	C	20	3	10	V
45	C	20	4	10	M
45	C	6	1	18	V
45	C	6	3	10	V
45	C	6	3	10	V
45	C	6	4	19	M
45	C	A	4	10	V
45	C	A	4	10	V
45	C	A	4	10	M
45	C	A	4	10	M
45	C	B	1	25	V
45	C	B	1	30	V
45	C	B	1	28	V



LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA

Cap. 2

### **Procedure per il rilievo della fenologia**

*Procedures for assessing the phenology*

Filippo Bussotti, Martina Pollastrini

*Università degli Studi di Firenze (DAGRI)*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI



## Sommario

<i>1</i>	<i>Introduzione</i>	<i>3</i>
<i>2</i>	<i>Scopi e applicazione</i>	<i>3</i>
<i>3</i>	<i>Obbiettivi</i>	<i>3</i>
<i>4</i>	<i>Localizzazione delle misure e campionamenti</i>	<i>4</i>
4.1.	Selezione degli alberi campione	4
4.2	Equipaggiamento	4
4.3.	Raccolta, trasporto e conservazione dei campioni	4
<i>5</i>	<i>Misure</i>	<i>5</i>
	Germogliamento	5
	Viraggio	5
	Caduta delle foglie	6
	Danni alle foglie e alla chioma	6
	Altri danni	7
	Germogliamento secondario	8
	Fioritura	8
5.1.	Tempistica e frequenza delle osservazioni	8
<i>6.</i>	<i>Punteggi</i>	<i>8</i>
<i>7</i>	<i>Quality Assurance e Quality Control</i>	<i>10</i>
<i>ALLEGATO 1 – ISTRUZIONI PER LA SPEDIZIONE DI SCHEDE E CAMPIONI</i>		<i>11</i>
	Schede	11
	Altro materiale	11
	Indirizzi di riferimento	11
<i>ALLEGATO 2 – FAC-SIMILE DELLA SCHEDA DI RILIEVO</i>		<i>12</i>
<i>ALLEGATO 3 – DOCUMENTAZIONE FOTOGRAFICA</i>		<i>13</i>

# 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 queglii 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 digitali

## 5 Misure

Le osservazioni riguardano gli eventi fenologici e i danni, secondo la seguente codifica (è indicato ciò che deve essere valutato sulle specie caducifoglie e sulle sempreverdi).

### *Eventi da valutare*

Codice	Descrizione dell'evento	Caducifoglie	Sempreverdi
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

### **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.

### **Viraggio**

Si intende come inizio del viraggio 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 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 inverdite 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.

### **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.

### **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, solo nel momento della sua 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).

La segnalazione avviene sulla scheda attraverso l'indicazione della causa di danno, usando i codici secondo quanto specificato nel manuale sulle condizioni delle chiome. Quando ciò sia possibile, si raccomanda di utilizzare le note per l'indicazione del nome dell'agente di danno. 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 chioma alla voce "sintomi".

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.

Si raccomanda di non usare genericamente la dizione danni abiotici o biotici ma di ricorrere agli opportuni codici.

#### *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 inizio a segnalare questo nuovo danno.

Qualora si verificassero avvenimenti di rilievo a carico delle foglie degli anni precedenti, tali avvenimenti si segnalano nelle note.

#### **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.

## **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

## **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

### **5.1. 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).

## **6. 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 seguenti tabelle:

*Punteggio dell'evento (ad eccezione di fioritura, fruttificazione e danni)*

Codice	Descrizione	Quantificazione
1	± non presente	<1%
2	scarso	1 – 33%
3	Moderato	>33 – 66%
4	Abbondante	>66 – 99%
5	Completo	>99%

*Punteggio dell'evento: fioritura, fruttificazione e danni*

Codice	Descrizione
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)

*Parte della chioma osservata*

Codice	Descrizione
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

*Lato della chioma osservato*

Codice	Descrizione
1	Nord
2	Nord-Est
3	Est
4	Sud-Est
5	Sud
6	Sud-Ovest
7	Ovest
8	Nord-Ovest
9	Tutti i lati

*Punto di osservazione*

Codice	Descrizione
1	Dal basso
2	Al livello della chioma
3	Dall'alto

## **7 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](http://icp-forests.org/documentation/Annex/Pheno_phases.html)).

In allegato (Allegato 3) è disponibile ulteriore documentazione.

Per i codici delle specie e degli agenti di danno, si fa riferimento al manuale per la valutazione delle chiome.

# ALLEGATO 1 – ISTRUZIONI PER LA SPEDIZIONE DI SCHEDE E CAMPIONI

## SCHEDE

- Le schede devono essere spedite in formato elettronico, per mezzo di E-mail.
- Le schede, in FORMATO EXCEL, vanno spedite come ALLEGATO di messaggio di POSTA ELETTRONICA al seguente indirizzo: [martina.pollastrini@unifi.it](mailto:martina.pollastrini@unifi.it)
- Non spedire la scheda come testo del messaggio!
- Le schede possono essere spedite alla fine dell'annata vegetativa.
- In quest'ultimo caso le schede devono essere compilate singolarmente (UN DIVERSO FILE EXCEL PER OGNI SCHEDE) e spedite tutte insieme.
- Non mettere più di una scheda nello stesso file!
- Qualora nell'area di monitoraggio ci sia più di una specie, deve essere compilata e spedita una scheda per ciascuna specie singolarmente.
- Ciascun file deve essere denominato con la sigla dell'area di Livello II cui si riferisce, il codice della specie e la data di rilievo (ggmmaa). Per esempio:
- ABR1 020 120523
- La medesima denominazione deve essere riportata come Oggetto del messaggio di posta elettronica.

## ALTRO MATERIALE

La documentazione fotografica degli eventi fenologici e degli agenti di danno deve essere spedita assieme alle schede di rilevamento, e munita di breve didascalia. Alla stessa maniera devono essere spediti eventuali campioni fogliari per la determinazione dell'agente di danno.

Per il materiale digitale si usino gli indirizzi di posta elettronica forniti.

## INDIRIZZI DI RIFERIMENTO

Per la spedizione di altra eventuale documentazione e campioni vegetali, si faccia riferimento al seguente indirizzo:

**Martina Pollastrini**

**Dipartimento di Scienze e Tecnologie Agrarie, Alimentari, Ambientali e Forestali (DAGRI)**

**Piazzale delle Cascine 28, 50144 Firenze**

**E-mail: [martina.pollastrini@unifi.it](mailto:martina.pollastrini@unifi.it)**



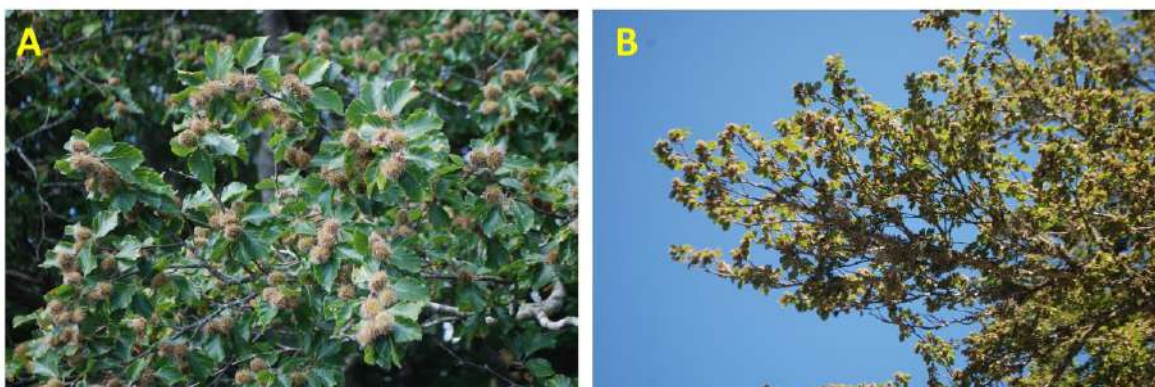
## ALLEGATO 3 – DOCUMENTAZIONE FOTOGRAFICA



*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



Querce decidue – A. Gemme in schiusura. B-C. Germogliamento e sviluppo delle foglie.



Querce decidue – A-B. Fioritura maschile



*Quercus ilex* – A-B. Fioritura maschile



LIFE20 GIE/IT/000081  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA

### Cap. 3

#### **Istruzioni per l'installazione e la lettura delle bande "PERMANENT TREE GIRTH BANDS-UMS"**

*Instructions for installing and reading the bands  
"PERMANENT TREE GIRTH BANDS-UMS"*

Maurizio Piovosi, Giada Bertini, Luca Marchino  
*CREA Centro di Ricerca Foreste e Legno, Arezzo*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI



## Istruzioni per l'installazione e la lettura delle bande

### “PERMANENT TREE GIRTH BANDS-UMS”

A cura di Maurizio Piovosi, Giada Bertini, Luca Marchino

CREA Centro di Ricerca Foreste e Legno, Arezzo



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. La loro installazione 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.

#### **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 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.



Una 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 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.

## 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.

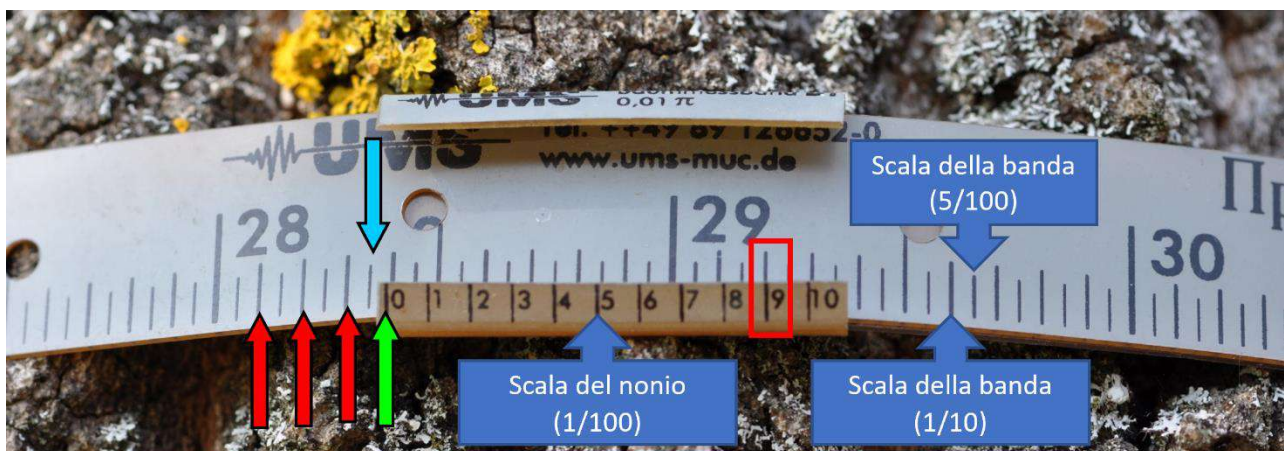


Estendere la fascia intorno al fusto

Passare la parte terminale dentro il nonio

	<p>Stringere la fascia e agganciare la molla in uno degli ultimi tre occhielli (preferibilmente l'ultimo).</p>
	<p>Allungare la molla</p>
	<p>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).</p>
<p><b>IMPORTANTE:</b> 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</p>	

#### 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 28cm)
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))

#### **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.

#### **INVIO DATI**

Si prega di inviare i dati una volta l'anno (dicembre) al seguente contatto:

[maurizio.piovosi@crea.gov.it](mailto:maurizio.piovosi@crea.gov.it)

#### **CONTATTI**

In caso di necessità, dubbi o segnalazioni, non esitate a scrivere a:

[giada.bertini@crea.gov.it](mailto:giada.bertini@crea.gov.it)

[maurizio.piovosi@crea.gov.it](mailto:maurizio.piovosi@crea.gov.it)

[luca.marchino@crea.gov.it](mailto:luca.marchino@crea.gov.it)

#### **RIFERIMENTI**

*UMS D1 Permanent tree girth band user manual -*

<https://www.labcell.com/media/127951/d1%20manual.pdf>



LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA Cap. 4

### **Metodologie e criteri per la valutazione del danno da ozono sulle foreste**

*Methodologies and criteria for the assessment of ozone damage to forests*

Consiglio Nazionale delle Ricerche (CNR)

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI



## INDICE

1. Introduzione
2. Ambito e applicazione
3. Localizzazione delle misure e campionamento
4. Progettazione del campionamento
5. Attrezzatura per il campionamento
6. Frequenza del campionamento
7. Variabili misurate e unità di report
8. Identificazione dei sintomi
9. Valutazione e punteggio
10. Definizione per la classificazione delle condizioni di umidità del suolo
11. Assicurazione e controllo della qualità dei dati

## 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 fori 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 occorrono sulla pagina superiore delle foglie e sono stati investigati su varie specie arboree e arbustive nell'ambito di programma di monitoraggio pan-Europeo ICP-Forests.

Seguendo un approccio ideato dall'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 O<sub>3</sub>\_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 O<sub>3</sub>\_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 O<sub>3</sub>\_VFI e serve come documentazione nazionale.

## 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 O<sub>3</sub>\_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 O<sub>3</sub>\_VFI rispetto alle piante che crescono in siti più secchi (maggiore assorbimento di O<sub>3</sub>).

### **Identificazione dei sintomi per le conifere**

Il O<sub>3</sub>\_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 O<sub>3</sub>\_VFI descritto per gli aghi delle conifere; è il risultato dell’esposizione cronica all’ O<sub>3</sub> 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 O<sub>3</sub>\_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 O<sub>3</sub>\_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 O<sub>3</sub>\_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](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 O<sub>3</sub>\_VFI. Almeno una persona per paese coinvolta nella valutazione dei O<sub>3</sub>\_VFI dovrebbe partecipare al corso di formazione.

##### **Riferimento:**

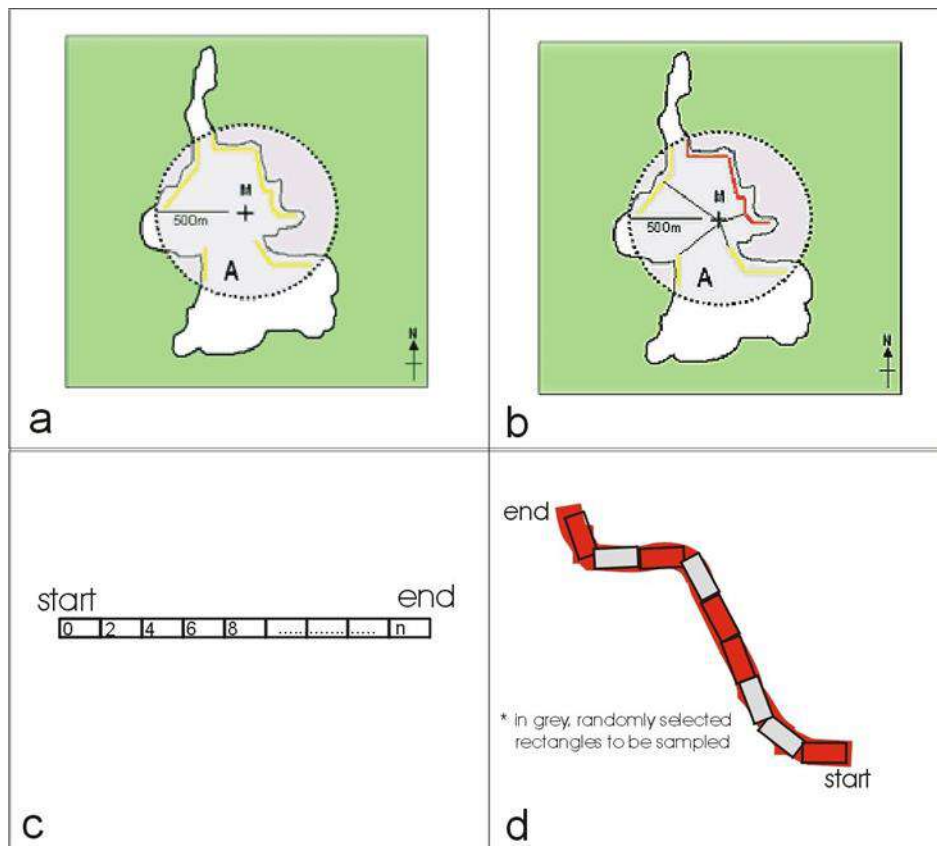
Schaub M, Calatayud V, Ferretti M, Brunialti G, Lövblad G, Krause G, Sanz MJ, 2016: Part VIII: Monitoring of Ozone Injury. In: UNECE ICP Forests Programme Co-ordinating Centre (ed.): Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests. Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, Germany, 14 p.

[<http://www.icp-forests.org/manual.htm>].

## 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 è la nostra popolazione 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.



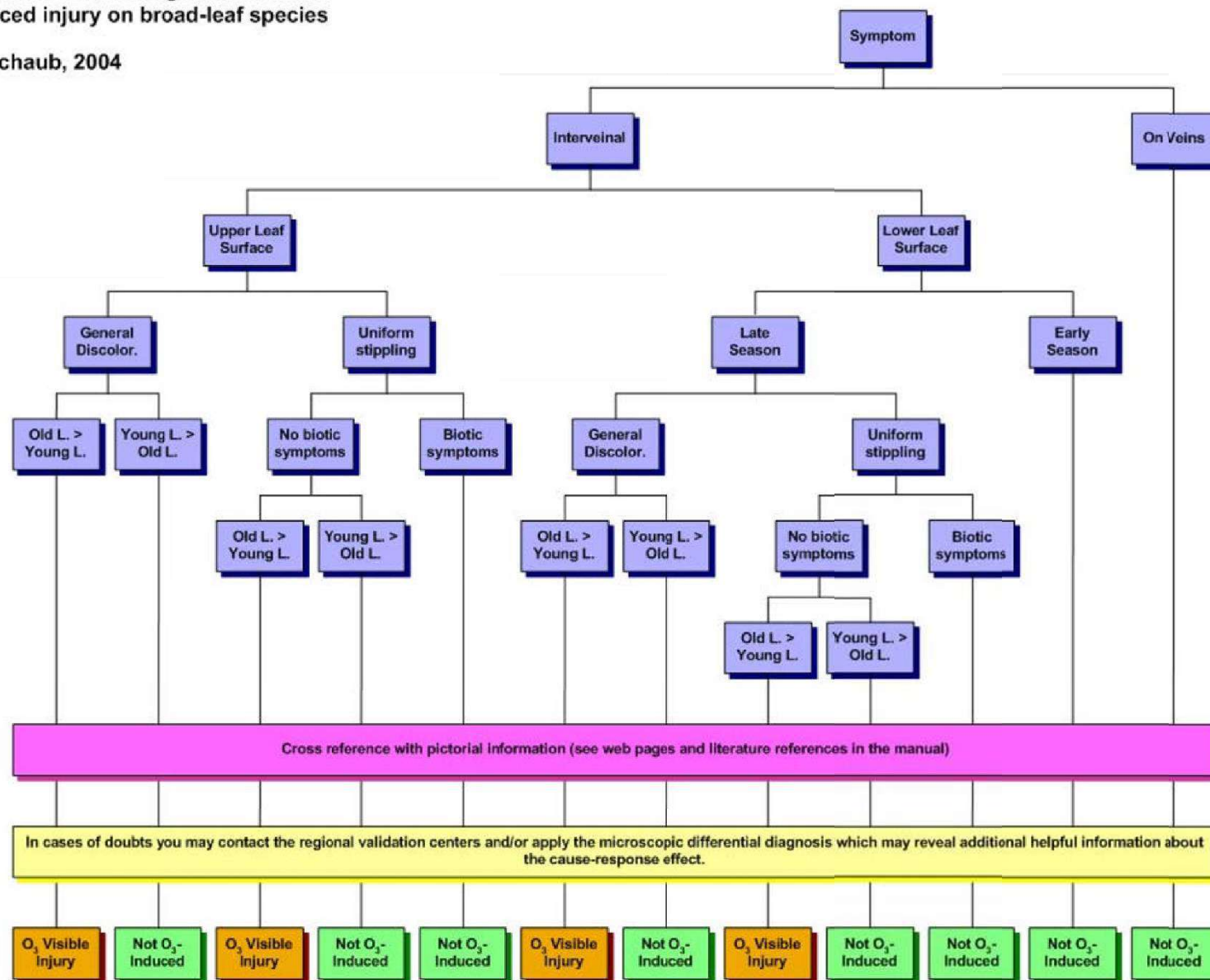
**Dimensioni del campione a livelli di precisione specificati, per diverse lunghezze del margine di foresta selezionato**

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

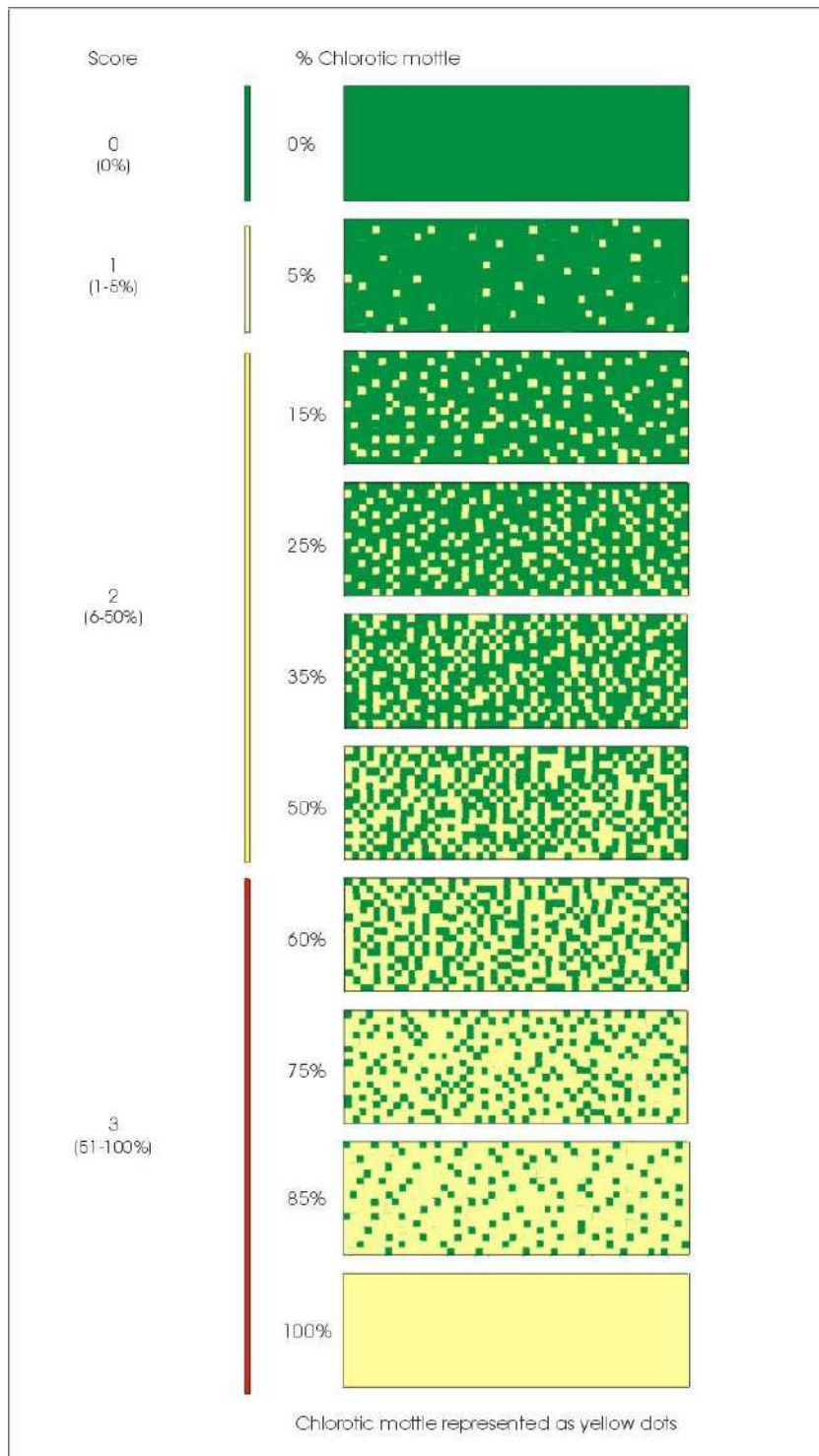
## Diagramma di flusso per la diagnosi dei sintomi dell'ozono

Flowchart for the diagnosis of ozone-induced injury on broad-leaf species

M. Schaub, 2004



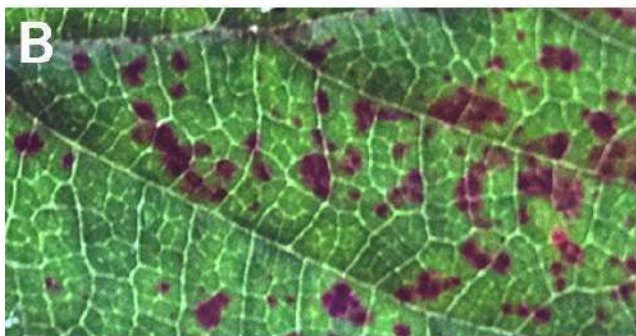
### Grafico generato dal computer per la valutazione del danno da O<sub>3</sub>







A-B) Plot site in Emilia Romagna - Italy (EMI 1);  
 C) *Quercus petraea* with possible O<sub>3</sub> foliar visible injury (O<sub>3</sub>\_FVI);  
 D) *Rubus* spp. with O<sub>3</sub>\_FVI;  
 E) *Robinia pseudoacacia* with possible O<sub>3</sub>\_FVI .



**A)** Plot site in Piemonte - Italy (PIE 1);  
**B - E)** O<sub>3</sub> foliar visible injury (O<sub>3</sub>\_FVI) in:  
**B)** *Rubus* spp., **C)** *Fagus sylvatica*, **D)** *Corylus avellana*, **E)** *Vaccinium myrtillus*



**O<sub>3</sub> VFI**  
Ozone  
Visible Foliar Injury



**Trentino Alto Adige - Italy Aug/2022**



**O<sub>3</sub> VFI in *Vaccinium myrtillus***



**O<sub>3</sub> VFI in *Picea abies***



**Detail O<sub>3</sub> VFI - *Picea abies***



**O<sub>3</sub> VFI in *Pinus cembra***

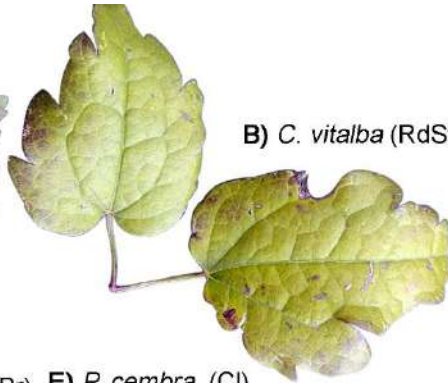


## Mottles

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)



---

## FO<sub>3</sub>X

I) *A. unedo* (RdSt)



J) *P. halepensis* (Cl)



H) *A. glutinosa* (RdSt)



K) *Q. pubescens* (Brw/BrwSt)



L) *Q. robur* (Brw/BrwSt)



Esempi O<sub>3</sub>\_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).

LESS and ITP



*Rubus* spp

*Vaccinium myrtillus*

*Fagus sylvatica*

*Pinus pinea*

*Picea abies*

FACE



*Populus X*  
*euramericana*

*Populus maximowiczii* Henry X  
*I-214 P. x berlinensis* Dippel

*Vaccinium myrtillus*

*Alnus glutinosa*

*Arbutus unedo*

*Sorbus aucuparia*

Esempi O<sub>3</sub>\_VFI (MOTTLES e FACE-FO3X)



LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA

### Cap. 5

#### **Procedure per il campionamento e l'analisi della chimica fogliare**

*Procedures for sampling and analyzing leaf chemistry*

Bruno Decinti

*Consiglio Nazionale delle Ricerche (CNR-IRET)*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI



## **INTRODUZIONE**

Lo stato nutrizionale degli alberi è spesso indicativo di processi a livello di ecosistema. Un apporto insufficiente di nutrienti può essere una causa diretta della scarsa vitalità degli alberi o un fattore che aumenta gli effetti negativi dell'inquinamento atmosferico. Elevate concentrazioni di alcuni elementi nei tessuti delle foglie o degli aghi possono essere l'effetto di squilibri a livello di suolo o di elevati livelli di inquinamento atmosferico. Pertanto, il campionamento e l'analisi di aghi e foglie è essenziale.

Le analisi devono essere eseguite a intervalli regolari per stabilire potenziali relazioni tra i cambiamenti delle condizioni del popolamento e le variazioni dello stato nutrizionale.

I campionamenti devono essere sufficientemente frequenti per individuare le tendenze nella nutrizione minerale degli alberi, senza essere falsati dalle fluttuazioni interannuali delle concentrazioni degli elementi. Per il campionamento e l'analisi di foglie e aghi è importante eseguire procedure armonizzate e standard; l'armonizzazione è necessaria per consentire studi transnazionali sulle tendenze spazio-temporali dello stato nutrizionale e sull'impatto degli inquinanti atmosferici degli alberi forestali.

I parametri misurati nell'ambito dell'indagine fogliare del programma CONECOFOR portata avanti dal (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.

L'obiettivo principale dell'analisi fogliare in LIFE MODERN nec è i) la quantificazione delle concentrazioni medie degli elementi, e ii) l'individuazione delle tendenze temporali delle concentrazioni medie degli elementi nutritivi con una precisione statistica documentata.

## **CAMPIONAMENTO 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)

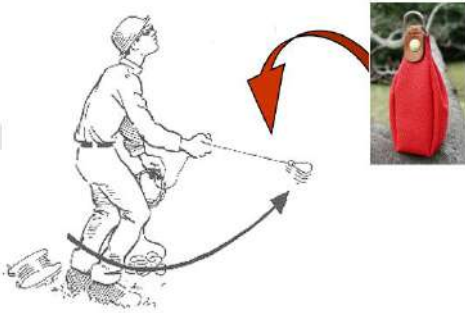
Leccio: da definire a livello europeo. Periodo proposto: 1 Luglio – 15 Agosto Novembre - Dicembre

## **PROCEDURA DI CAMPO**

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.

L'attrezzatura di ascesa (esistono diverse metodologie legalmente approvate e diversi attrezzi omologati all'uso). Una volta in chioma l'operatore preleva, mediante un o sveltatoio 4 rametti nelle direzioni dei 4 punti cardinali e ridiscende.



Maniglia  
Speleo      Discensore      Croll

L'ascesa e la chiamata dell'operatore è ormai stata ritenuta necessaria perché le altre metodologie condotte da terra non assicurano il prelievo di foglie di piena luce.

Le foglie vengono poi staccate dai rametti, riposte in buste di carta forate e portate in laboratorio.

### PROCEDURA DI LABORATORIO

Su un subcampione viene determinata la massa secca di 100 foglie o 1.000 aghi mediante essiccazione in stufa a 105°C necessaria a standardizzare e rendere confrontabili i risultati ottenuti.

I campioni su cui fare le analisi 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 poi essere 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



LIFE20-GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA

### Cap. 6

#### **Metodi per determinare il contenuto e la fluorescenza della clorofilla**

*Methods for determining the content and fluorescence of chlorophyll*

Filippo Bussotti e Martina Pollastrini  
*Università degli Studi di Firenze (DAGRI)*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI



## 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).

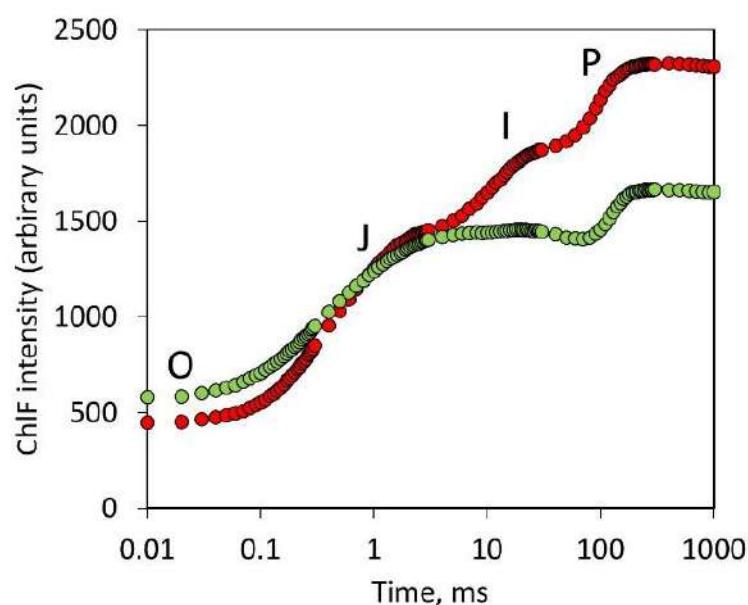


Fig 1. – Esempi di transient OJIP per piante non stressate (rosse) e stressate (verdi). Le curve OJIP sono indotte da un breve impulso (1 s di durata) di luce rossa saturante (650 nm). Tracciati su una scala temporale logaritmica, i transient di ChlF mostrano un andamento polifasico. “O” si riferisce 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 e la fluorescenza diretta (o *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.

## **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 sveltato, 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 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 isoterme 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

### 5.3. 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 ( $F_V/F_M = [F_M - F_0]/F_M$ ), ovvero la capacità massima del PSII di intrappolare i fotoni.  $F_V/F_M$  è un parametro universalmente riconosciuto.

### 5.4. 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).

## 7 Bibliografia

### 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-Dieguez 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.

### Fluorescenza della clorofilla

- 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.

- 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
- 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.
- 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
- 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., Yannicari M., Zivcak M., Cetner M.D., Samborska I.A., Stirbet A., Olsovska 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., Yannicari 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.
- 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
- 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.
- 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

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



LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA

### Cap. 7.1

#### **Procedure di rilievo del numero combinazioni di specie vegetali (CD) negli ecosistemi forestali**

*Procedures for surveying the number of combinations of plant species (CD) in forest ecosystems*

Cervellini M., Canullo R., Campetella G., Chelli S.

*Università di Camerino*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI



# Indice

<b>1. Introduzione</b>	<b>4</b>
<b>2. Scopi e applicazione</b>	<b>4</b>
<b>3. Localizzazione del rilevamento</b>	<b>5</b>
<b>4 Periodo del rilevamento</b>	<b>5</b>
<b>5. Rilevamento in campo</b>	<b>5</b>
5.1. Installazione del transetto	5
5.2 Rilevamento degli organismi oggetto dell'osservazione	8
5.3. Variabili di rilevamento e procedura	9
<b>6. Equipaggiamento necessario sul campo</b>	<b>12</b>
<b>7. Frequenza del campionamento</b>	<b>12</b>
<b>8. Procedure di assicurazione e controllo di qualità dei dati</b>	<b>12</b>
<b>9. Avvertenze per la riduzione degli impatti</b>	<b>13</b>
<b>10. Bibliografia</b>	<b>14</b>
<b>ALLEGATO 1 – SCHEDA DI RILEVAMENTO</b>	<b>14</b>

# 1. Introduzione

La valutazione della biodiversità è uno dei sei criteri essenziali per l'organizzazione di un sistema di gestione sostenibile delle foreste ("C4: Mantenimento, conservazione e miglioramento della biodiversità nei sistemi forestali"; MCPFE 2003). La componente vegetazionale è alla base del funzionamento degli ecosistemi, della produzione primaria e quindi dei servizi ecosistemici che ne derivano. Inoltre le specie vegetali di sottobosco, sebbene rappresentino meno dell'1% della biomassa forestale, costituiscono più del 90% della diversità vegetale (Gilliam 2007); lo studio di questa componente può quindi fornire informazioni sull'impatto dei disturbi e offrire un'indicazione per la valutazione dello stato degli ecosistemi (Canullo et al. 2013). Il monitoraggio della diversità vegetale come fattore di risposta viene solitamente effettuato a scala di sito forestale, su superfici di dimensioni fisse e classicamente basato su ricchezza di specie e abbondanza relativa. La dinamica forestale prende però forma attraverso variazioni strutturali spazio-temporali a diverse scale biologiche, temporali e spaziali (cambiamenti nell'abbondanza delle specie, eterogeneità, dipendenza spaziale, mobilità, meccanismi di coesistenza, ecc.) e tali complesse interazioni multivariate hanno la potenzialità di essere adeguatamente descritte da indicatori di biocomplexità dipendenti dalla scala. L'approccio descritto in questo manuale si basa quindi sulle tecniche di rilevamento a scala fine (aggregabile) adottate per favorire le analisi e le interpretazioni basate sulla teoria dell'informazione (radicata in Shannon-Weiner) secondo i modelli multivariati di Juhász-Nagy e Podani (1983 - JNP). I modelli JNP hanno la potenzialità di rappresentare la complessità, relativa alla componente di biodiversità vegetale, in modo semplice, con la scala spaziale che, anziché essere un limite, diviene parte integrante dell'interpretazione (Wildi et al. 2004). I modelli JNP sono la base teorica per il calcolo del nuovo indicatore "combinazioni di specie vegetali" o "Compositional Diversity - CD" (Tsakalos et al. 2022) oggetto di questo manuale.

## 2. Scopi e applicazione

Il presente manuale descrive la sequenza di azioni con le relative procedure specifiche al fine di raccogliere le informazioni per calcolare l'indicatore

“Compositional Diversity - CD” descritto nel protocollo dedicato dell’azione di progetto B2. CD è rappresentato dal numero e frequenza di combinazioni di specie vegetali del sottobosco lungo un transetto lineare.

#### Note e raccomandazioni generali

I casi particolari descritti nei vari paragrafi, oltre che interpretare in modo perentorio il caso in sé, vanno considerati rispetto ai criteri che definiscono o suggeriscono. Qualsiasi altro caso particolare che si presentasse dovrà essere interpretato dai rilevatori utilizzando i criteri già presenti nel manuale. Per l’applicazione di tali criteri, vale il concetto di "evidenza"; infatti, solo in assenza di evidenze, alcuni casi sono codificati per convenzione. Le squadre di rilevamento sono le coppie di rilevatori incaricati dal coordinamento UNICAM; eventuali referenti scientifici possono essere coinvolti per favorire la corretta esecuzione del lavoro, la scelta dei periodi di rilevamento, l’identificazione dei taxa, la conservazione di campioni e dati.

### 3. Localizzazione del rilevamento

Il campionamento sul campo è effettuato all’interno dei plot 50m X 50 m ICP Forests/CONECOFOR selezionati nell’ambito della Rete NEC (Azione B1). La raccolta dei campioni avviene esclusivamente nell’area recintata.

### 4 Periodo del rilevamento

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

### 5. Rilevamento in campo

#### 5.1. Installazione del transetto

Il campionamento della distribuzione delle specie si effettua lungo un transetto “circolare” **lungo 100m**, composto da **1000** unità di campionamento (SU - “sampling unit”) quadrate contigue di **10cmx10cm (microquadrato)**.

L’aspetto determinante è il posizionamento del transetto, che dovrà essere messo a terra in modo da attraversare (con un certo grado di proporzionalità) i diversi aspetti di eterogeneità presenti nel sito, incluse discontinuità di ricoprimento generale e del sottobosco (figura 1).



Figura 1. Esempio di disposizione in campo di transetto “topologicamente circolare”. La cordella tocca i diversi e prevalenti aspetti di eterogeneità, in questo caso sia le superfici coperte da raggruppamenti di specie vegetali, sia superfici prevalentemente coperte da lettiera

La forma del transetto è “topologicamente” circolare: non regolare, ad andamento ondulato, chiuso. Se possibile (in funzione delle condizioni di campo, del rilievo topografico, ecc.) il transetto dovrebbe avere una forma complessiva relativamente circolare (figura 2).

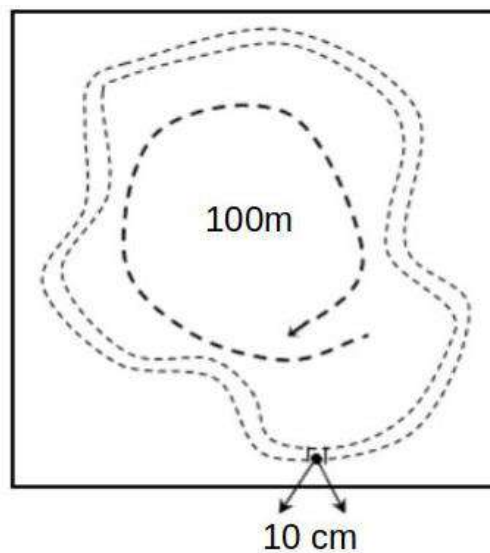


Figura 2. Disposizione ipotetica di un transetto “topologicamente circolare” all'interno di un sito (“transect” Palmer e Van der Maarel 1995).

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, singolarità. In questi casi distanziare il transetto di 40 cm dagli elementi sopra citati.

**NB:** questi requisiti potranno risultare in contrasto con le precedenti raccomandazioni circa la forma relativamente regolare: la **priorità assoluta** è però **evitare discontinuità "indipendenti"** nel sistema, mantenendo la lunghezza prescritta (100m) e la disposizione topologicamente circolare.

Per **configurare il transetto** si useranno due (2) rotelle metriche da 50 m ognuna graduate su entrambe le facce, da posizionare al suolo in modo da raggiungere l'effettiva lunghezza di 100m connettendone le estremità.

**E' assolutamente determinante installare l'intero transetto in un'unica azione** (non utilizzare una rotella metrica spostandola di volta in volta!) e **fissarlo provvisoriamente** mediante bastoncini a seconda delle circostanze, per evitare spostamenti della parte di cordella già posizionata a terra (es. mettere dei bastoncini trovati a terra come vincolo quando il nastro della cordella piega per una curva). Con questi accorgimenti si potrà facilmente valutare la rappresentatività e l'omogeneità relativa dell'area campionata, apportare eventuali aggiustamenti, mantenere il transetto stabilito, controllare eventuali dubbi durante il lavoro.

Lo sviluppo bidimensionale dei micro-quadrati 10cmx10cm rispetto alla linea del transetto, interesserà la **porzione esterna al perimetro** (questo significa che il rilevatore si troverà nella superficie interna del poligono disegnato dalla cordella).

## 5.2 Rilevamento degli organismi oggetto dell'osservazione

Gli **organismi** oggetto di osservazione sono le **specie vegetali vascolari terricole** (che crescono su suolo minerale); muschi ed epatiche vanno considerati come

gruppo unico (senza distinguere le specie), così come i licheni. Le piante vascolari (e i gruppi “muschi” o “licheni”) 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 (non si devono includere organismi propri di altro substrato, come quelli epilitici o epifitici).

Si prenderanno in considerazione le strutture vive radicanti e non che insistono in ciascuna SU, fino all’**altezza di 1,30m**.

L’assegnazione dei taxa agli individui (**determinazione**) prevede solo Genere e specie secondo la Flora di Pignatti (1982)<sup>1</sup>. È necessario porre particolare attenzione al riconoscimento delle specie in stato fenologico precoce o tardivo e alle plantule. L’identificazione deve giungere almeno al Genere (riportando per la specie “sp.”); in caso contrario i dati vanno registrati esclusivamente nelle annotazioni (es.: graminoide, copertura, riferimento a foto, ecc.) con l’impegno a determinare la specie al più presto. Documentazione fotografica o di altro genere e campioni raccolti dovranno essere inviati al coordinamento UNICAM muniti della codifica provvisoria usata nelle schede di campo, oltre a data, rilevamento, Plot, SU, nomi dei rilevatori. Si ricordi che, anche ove non sia possibile andare oltre il Genere, la distinzione delle singole specie deve essere garantita mediante notazioni provvisorie.

**NB:** se l’identificazione non fosse possibile, la pianta sarà rilevata con una codifica convenzionale riportando il caso nelle note e facendo pervenire idonea documentazione al coordinamento UNICAM

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

### 5.3. Variabili di rilevamento e procedura

Il rilevamento riguarda le seguenti variabili (più avanti descritte), che ricadano nella superficie di ciascun micro-quadrato (**10cmx10cm**) **fino a 1,30 m** di altezza.

Variabili e osservazioni	Unità di misura e precisione minima
Determinazione tassonomica delle specie vascolari	Pignatti 1982, Genere
Specie <sup>1</sup>	codice, p\ a*
Briofite (gruppo)	codice, p\ a
Licheni (gruppo)	codice, p\ a
Caratteristiche o disturbi (lettiera, suolo nudo, tane, danni, ecc.) <sup>2</sup>	codice, p\ a
Densa copertura arbustiva (h ≤ 5m)	codice, p\ a

\* presenza\|assenza, risulterà in un elenco

<sup>1</sup> radicanti o meno, plantule incluse; <sup>2</sup> categorie con codici definiti in modo univoco

<sup>1</sup>Se necessario, l'uso di flore locali o monografie va riportato tassativamente per le relative specie nella Relazione finale. Eventuale sottospecie vanno specificate nelle annotazioni.

Si prenderanno quindi in considerazione, senza necessità di distinzione, le strutture **vive radicanti e non** che insistono sul transetto, questo significa che dovranno essere rilevati anche gli individui, fino all'altezza di 1,3 m, provenienti dall'esterno alla SU, ma che sviluppano una copertura proiettata a terra sull'intera SU, quindi su ogni micro-quadrato (Figura 3).

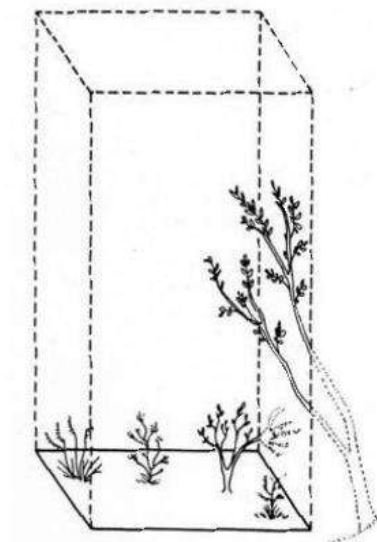


Figura 3. Il parallelepipedo (la cui base è rappresentata dal micro quadrato) rappresenta il volume (10 x 10 x 130 cm) in cui ricade il rilevamento delle parti funzionali delle piante, considerando anche quelle che possono essere registrate come coprenti seppure provengano dall'esterno del micro quadrato.

I rilevatori debbono effettuare i rilevamenti e le osservazioni in coppia, lungo tutto il transetto per garantire una interpretazione condivisa, secondo il presente manuale; pur alternandosi nel "ruolo".

Un membro chiamerà la **sequenza corretta di micro-quadrati** e le **variabili** da rilevare, controllando il processo e **registrando** sulla scheda valori e osservazioni.

L'altro membro si occuperà del **posizionamento** dei **micro-quadrati** e del **rilevamento** delle presenze, in modo condiviso.

Per rendere più fluido il rilevamento, che in sé risulta semplice e ripetitivo, si ritiene essenziale riportare **le specie e le altre voci con sigle, numeri, codici** (vedi Allegato I). La legenda condivisa ed univoca deve essere riportata nella scheda iniziale, prevista per tale scopo. Dopo un primo periodo in cui i rilevatori condivideranno a voce il nome della specie o della variabile con il relativo codice assegnato, si richiede di utilizzare direttamente **tali codici nel "dettare" il record al compagno di squadra<sup>2</sup>**.

**NB: In caso di forte pendenza**, si eviti di posizionarsi a monte delle SU.

<sup>2</sup>Come si è potuto verificare nel corso dell'esercizio di intercalibrazione, in tal modo si diviene molto più efficaci e rapidi

Il lavoro si svolgerà come segue, nell'ordine:

**A. Installazione del transetto** (SU - Sezione 5.1.)

**B. Materializzazione micro-quadrati**

**Ad ogni 10° centimetro** della fettuccia graduata, **all'esterno del perimetro del transetto** si dovrà proiettare il corrispondente micro quadrato nella **porzione precedente** della linea graduata (utilizzando un metro pieghevole in legno da 2 m). Il rilevamento delle presenze avverrà pertanto a partire dal quadrato 10 cm x 10 cm costruito sul segmento 0-10cm, seguito da quello 10- 20cm, e così via (Figura 4).



Figura 4. Particolari del rilevamento lungo transetti JNP con identificazione micro quadrati 10 cm x 10 cm (Val Cervara-PNALM, Riserva naturale Marsiliana)

La materializzazione delle SU verrà operata efficacemente restando in piedi ed utilizzando l'estremo del metro ripiegata ad angolo, ottenendo al contempo un riferimento per l'altezza di 1,30m (Figura 4)<sup>3</sup>. I pochi casi dubbi sulla posizione di piante e caratteri risultano piuttosto semplici da dirimere.

<sup>8</sup> Altri strumenti sono utilizzabili allo stesso scopo, purchè non provochino schiacciamenti.

### **C. presenza-assenza delle specie.**

Riportare il **numero progressivo di micro-quadrati**<sup>4</sup> nell'apposita colonna e, nella riga a fianco, i codici di tutte le specie o variabili presenti nella SU specie, con eventuali annotazioni a margine o nel verso della scheda (Allegato I). **La legenda dei codici** sarà riportata nella prima scheda appositamente costruita.

### **D. presenza-assenza caratteristiche.**

La presenza di condizioni locali come **lettiera** e **suolo nudo** o **disturbi** va distinta per categorie. Per convenzione, tali elementi o situazioni saranno registrati solo se interessano **almeno il 50%** della SU.

Annotare anche la copertura di densi **arbusti** (h≤5m) soprastanti il transetto. Si adottano i seguenti **codici standard** (da riportare in legenda nella prima scheda):

**L** – lettiera (foglie, frutti, detrito fine, ecc.)

**R** – rami e legno morto

**B** – buche, tane, arature di animali

**N** – suolo nudo (incluse rocce, pietre, radici superficiali, ecc.)

**A** – arbusti soprastanti

**X** – altro (con annotazioni)<sup>5</sup>

**NB:** controllare sistematicamente l'eventuale **copertura di strato arbustivo** denso soprastante il transetto.

**NB:** controllare periodicamente la **corretta sequenza** dei **micro-quadrati** rispetto alla fettuccia a terra: sarà facile ricostruire slittamenti o dimenticanze.

<sup>4</sup> MAI usare le misure lineari: se servono riferimenti annotare le misure a margine scheda.

<sup>5</sup> Per gli elementi presenti in modo continuo lungo il transetto risulta più pratico riportare inizio e termine del fenomeno abbracciando le righe (SU) con una parentesi codificata.

## 6. Equipaggiamento necessario sul campo

- n. 2 cordelle metriche da 50 m ognuna
- metro da 2 m.
- Scheda di rilievo
- Matita

## 7. Frequenza del campionamento

Idealmente la valutazione della SLA 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 nel parametro campionato.

## 8. 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).

## 9. Avvertenze per la riduzione degli impatti

Data la limitata estensione dei Plot, il numero e la tipologia di ricerche in atto, la natura dei rilevamenti che dovranno dar luogo ad operazioni di monitoraggio annuale sul lungo periodo, si comprende l'estrema importanza di controllare qualsiasi impatto (particolarmente quelli che favoriscano l'introduzione di specie estranee, che disturbino il suolo e le specie ivi presenti) nella consapevolezza che comunque l'azione dei rilevatori non può essere neutra.

Inoltre, rilevatori di altri gruppi di ricerca frequenteranno l'area a diverse cadenze stagionali e di lungo periodo, il che comporta la necessità di attenzione verso il loro lavoro (aspetto molto delicato dato che spesso non risultano mappature, né conosciamo i segnali, per identificare i siti di prelievo e di rilevamento).

Data la situazione, durante una riunione congiunta con il NFC del 08/05/1997, si è convenuto di adottare, per ogni gruppo di ricerca, una strategia tendente a mantenere costante l'inevitabile impatto (semplificando e rendendo più naturale possibile ogni azione) e a ridurre l'impatto dovuto ad imperizie e distrazioni.

Inoltre si consiglia di prendere informazioni su qualsiasi attività interna ai Plot o nelle immediate vicinanze di essi, specie presso le SU esterne.

Un richiamo generale alla cautela in tutte le operazioni è d'obbligo e di ciò si è tenuto conto anche nel valutare i tempi di realizzazione (la fretta è nemica della precisione e della riduzione del disturbo).

Alcuni accorgimenti sono stati in ogni caso previsti, lasciando alla responsabilità di ciascuno la valutazione di altre circostanze.

In particolare nell'area permanente:

- non verrà effettuata alcuna raccolta di campioni di fanerogame;
- verranno eventualmente prelevati ridottissimi campioni di muschi o licheni (se necessario, e mai asportando l'intero cuscinetto; nel caso si rinvergano solo singoli individui il campione verrà prelevato all'esterno dell'area);

- l'accesso al sistema di Unità di Campionamento sarà concepito in modo tale da non creare sentieri, seguendo le vie più agevoli (ad esempio: in quota, evitando intrichi o scarpate, diversificando i percorsi specialmente nelle aree piane, ecc.) tenendo conto che la sequenza di rilevamento data dal piano di lavoro deve minimizzare il disturbo sulle SU;
- non si effettueranno rilievi subito dopo precipitazioni, attendendo un numero di giorni sufficiente al ripristino delle condizioni normali;
- la coppia di rilevatori dovrà fare attenzione a ridurre al minimo il calpestio attorno alle SU e ai punti interessati dagli altri gruppi di ricerca;
- i rilevatori, prima di entrare nell'area permanente, si accerteranno per quanto possibile di non veicolare propagoli di alcun genere (su calzature e indumenti).

## 10. Bibliografia

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

Tsakalos, J.L., Chelli, S., Campetella, G., Canullo, R., Simonetti, E. and Bartha, S. (2022), *comspat: an R package to analyze within-community spatial organization using species combinations*. *Ecography*, 2022: e06216. <https://doi.org/10.1111/ecog.06216>

Wildi O., Feldmeyer-Christe E., Ghosh S., Zimmermann N.E., 2004 - Comments on vegetation monitoring approaches. *Community Ecology* 5(1): 1-5.

## ALLEGATO 1 – SCHEDA DI RILEVAMENTO

Le schede di rilevamento definitive verranno elaborate dopo corso di addestramento e intercalibrazione dei rilevatori per gli indicatori della biodiversità vegetale





LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA Cap. 7.2

### **Procedure di rilievo dell'area fogliare specifica (SLA) negli ecosistemi forestali**

*Procedures for the assessment of specific leaf area (SLA) in forest  
ecosystems*

Cervellini M., Canullo R., Campetella G., Chelli S.

*Università di Camerino*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI





## **Indice**

<b>1. Introduzione</b>	<b>4</b>
<b>2. Scopi e applicazione</b>	<b>4</b>
<b>3. Localizzazione delle misurazioni</b>	<b>5</b>
<b>4. Campionamento sul campo</b>	<b>5</b>
4.1 Selezione delle specie, degli individui e delle foglie	5
4.2 Equipaggiamento necessario sul campo	7
4.3 Frequenza del campionamento	7
4.4 Stoccaggio delle foglie	7
<b>5. Misurazioni in laboratorio</b>	<b>7</b>
5.1 Equipaggiamento necessario in laboratorio	7
5.2 Misurazione dell'area fogliare	8
5.3 Stoccaggio delle foglie misurate	8
<b>6. Procedure di assicurazione e controllo di qualità dei dati</b>	<b>8</b>
<b>7. Avvertenze per la riduzione degli impatti</b>	<b>9</b>
<b>8. Consegna dei dati e dei campioni raccolti</b>	<b>10</b>
<b>9. Bibliografia</b>	<b>10</b>
<b>ALLEGATO 1 – SCHEDE DI RILEVAMENTO</b>	<b>11</b>

## 1. Introduzione

I caratteri funzionali delle piante (plant functional traits) sono caratteristiche di singoli organismi correlati alla loro forma e/o al loro effetto sui processi ecosistemici, il loro uso è quindi promettente per affrontare una varietà di questioni ecologiche da un punto di vista generalizzato. I tratti delle piante (morfologici, fisiologici, fenologici) sono indicativi di strategie ecologiche e hanno il potenziale per costruire relazioni predittive con l'ambiente come quantificazione di un'ampia gamma di processi naturali e guidati dall'uomo, comprese le alterazioni nei processi biogeochimici e le interazioni vegetazione-atmosfera (Pérez-Harguindeguy et al. 2016). In effetti, i tratti delle piante potrebbero essere considerati indicatori validi per monitorare le dinamiche generali dell'ecosistema e le risposte della comunità vegetale ai cambiamenti ambientali (ad esempio, i cicli biogeochimici) rispetto alle misurazioni di diversità più tradizionali (ad esempio, gli indici di ricchezza; Standish et al., 2014; Brudvig, 2017). In particolare, il tratto "Area fogliare specifica" (Specific Leaf Area, SLA) è l'area unilaterale di una foglia fresca, divisa per la sua massa secca in forno ed è correlata alla concentrazione di azoto (N) fogliare (Pérez-Harguindeguy et al. 2016). La SLA è uno dei caratteri funzionali più utilizzati in ecologia vegetale, è relativamente semplice da misurare ed è informativo di aspetti fondamentali della funzionalità delle specie vegetali rispetto all'efficienza della fotosintesi (e quindi al ritmo di crescita), all'uso delle risorse (acqua e nutrienti), alla longevità delle strutture fogliari. In generale, è possibile affermare che la SLA è un carattere funzionale legato all'economia fogliare; bassi valori di SLA sono indicativi di un ritmo fotosintetico e di crescita relativamente basso e di una strategia conservativa delle risorse, mentre alti valori di SLA indicano un ritmo fotosintetico e di crescita relativamente alto e una strategia acquisitiva delle risorse. Per tali motivi, la misurazione della SLA è ritenuta utile per valutare la risposta della comunità vegetale alle variazioni di nutrienti nel suolo.

## 2. Scopi e applicazione

Lo scopo di questo manuale è di indicare le modalità per la raccolta in campo di materiale organico al fine di poter valutare la risposta funzionale delle principali specie vegetali dominanti (in termini di copertura) del sottobosco rispetto alle variazioni ambientali dei siti oggetto di studio. L'indicatore selezionato è l'area fogliare specifica (SLA) ritenuto utile per la valutazione degli impatti dell'inquinamento atmosferico flora vascolare di sottobosco. La SLA è inoltre ritenuto un ottimo compromesso tra la semplicità nel campionamento e le inferenze scientifiche che permette. I metodi fanno principalmente riferimento a protocolli standard già disponibili in letteratura (si veda Pérez-Harguindeguy et al. 2016), ma riadattati alle specifiche esigenze della Rete NEC.

### 3. Localizzazione delle misurazioni

Il campionamento sul campo è effettuato all'interno dei plot 50 m X 50 m ICP Forests/CONECOFOR selezionati nell'ambito della Rete NEC. La raccolta dei campioni avviene esclusivamente nell'area recintata, ma per ridurre l'impatto da calpestio (vedi anche sezione 7), solo nei 12 sub-plot 10 m x 10 m non interessati dal rilevamento della vegetazione (Canullo et al. 2020 - stato e cambiamento diversità vegetale - Figura 1).

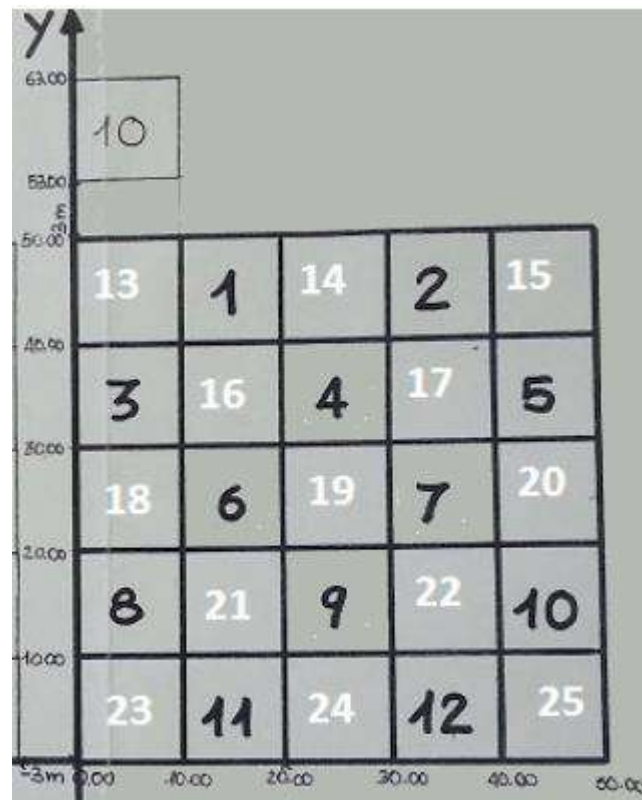


Figura 1. Numerati da 1 a 24 i sub-plot 10m x 10m che compongono il plot 50m x 50m. Sono riportati in bianco (esempio ipotetico) i sub-plot oggetto del rilevamento ground vegetation (Canullo et al. 2020) e in nero quelli oggetto del rilievo descritto nel presente manuale.

### 4. Campionamento sul campo

#### 4.1 Selezione delle specie, degli individui e delle foglie

Selezionare le 5 specie più abbondanti (considerando sia le specie erbacee che legnose) appartenenti allo strato erbaceo, calcolando la media delle coperture per specie delle 12 sampling units all'interno della recinzione.

Individuare nei sub-plot le 5 specie più abbondanti e raccogliere le foglie da 5 diversi individui per ciascuna specie (1 foglia per individuo, in totale 25 foglie da 5 specie).

Non raccogliere o danneggiare piante nei 12 sub plot dei rilievi per stato e cambiamento diversità vegetale (Canullo et al. 2020). Fare raccolte solo nei 12 sub-plot non interessati come da esempio in Figura 1.

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

Tenersi a distanza da apparecchiature e installazioni presenti nel plot

Selezione delle foglie - casi speciali:

- Foglia composta: è considerata come un'unica foglia e come tale deve essere trattata. Esempi: *Fraxinus ornus*, *Lathyrus vernus*, *Sambucus nigra*.
- Felci: le fronde delle felci sono considerate foglie. Raccogliere possibilmente le fronde che non presentano sori . Esempio: *Pteridium aquilinum*.
- Fusti trasformati (cladodi): sono funzionalmente assimilabili alle foglie (hanno funzione fotosintetica), quindi ciascun cladodio è considerato foglia. Esempio: *Ruscus aculeatus*.
- Foglie molto grandi: possono essere spezzate e stoccate in diversi sacchetti per motivi logistici, ma occorre sempre indicare chiaramente a quale individuo ciascun pezzo si riferisce.
- Foglie aghiformi: ciascuna foglia aghiforme è considerata come foglia. Esempi: *Abies alba*.
- Eterofillia: alcune specie possono avere foglie morfologicamente diverse tra individui o in ciascun individuo. In tali casi, raccogliere foglie di ciascun tipo in base all'abbondanza del tipo nella specie. Esempi: *Hedera helix*, piante che presentano contemporaneamente rosette basali e foglie caulinari.

## 4.2 Equipaggiamento necessario sul campo

- Forbici per taglio foglie (in particolare quelle coriacee/cladodi)
- Fogli di carta assorbente (tipo scottex)
- Spruzzino con acqua per imbibire i fogli di carta
- Buste di plastica grandi tipo cuki gelo (almeno 5), per stoccaggio foglie
- Borsa termica con panetti di ghiaccio
- Pennarello indelebile

## 4.3 Frequenza del campionamento

Idealmente la valutazione della SLA 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 nel parametro campionato.

## 4.4 Stoccaggio delle foglie

Le 5 foglie della stessa specie possono essere messe in uno o più fogli di carta da bagnare con lo spruzzino. Inserire poi il tutto in una busta di plastica da chiudere (es. buste per congelamento alimenti). Scrivere sulla busta con il pennarello indelebile il codice del sito 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 sul campo, tutto il materiale può essere tirato fuori dalla borsa termica e inserito in un frigorifero (2-6 °C) al buio. Attenzione: no congelatore!

Preferibilmente, le foglie dovrebbero rimanere in frigo per 24 ore, poi andrebbe fatta la procedura di laboratorio.

# 5. Misurazioni in laboratorio

## 5.1 Equipaggiamento necessario in laboratorio

- Fogli di carta assorbente (tipo scottex)
- Scanner formato A4
- Fogli di plastica trasparente formato A4
- Buste di carta di dimensioni adeguate a contenere le foglie. Una busta di carta per ciascuna foglia

- Penna

## 5.2 Misurazione dell'area fogliare

Estrarre le buste di plastica dal frigo. Estrarre le foglie dalla busta di plastica e procedere ad asciugarle con i fogli di carta assorbente. Ciascuna foglia dovrà essere ben asciutta prima della scansione (evitare la presenza di goccioline d'acqua).

Posizionare sullo scanner un foglio di plastica trasparente, appoggiare sul foglio trasparente la foglia e posizionare un ulteriore foglio trasparente. Effettuare la scansione a 300 dpi e salvare il file in formato bitmap bianco e nero.

Nominare il file ottenuto con codice del plot, specie e numero dell'individuo (da 01 a 05). Esempio: VEN1\_Lathyrus vernus\_01

Ripetere per ciascuna foglia. Provare ad aprire ciascun file e controllare che la scansione sia stata effettuata correttamente e che il file si apra.

Inserire in un'unica cartella i files delle cinque foglie di ciascuna specie, nominando la cartella con il codice del plot e la specie.

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, nel codice del file dovrà essere indicato un numero aggiuntivo relativo a ciascun pezzo di foglia. Esempio: VEN1\_Lathyrus vernus\_01\_1

## 5.3 Stoccaggio delle foglie misurate

Dopo la scansione di ciascuna foglia, inserirla in una busta di carta, chiuderla, scrivere esternamente il codice del plot, specie e numero dell'individuo (da 01 a 05). Esempio: VEN1\_Lathyrus vernus\_01.

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

## 6. 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).

## 7. Avvertenze per la riduzione degli impatti

Data la limitata estensione dei Plot, il numero e la tipologia di ricerche in atto, la natura dei rilevamenti che dovranno dar luogo ad operazioni di monitoraggio annuale sul lungo periodo, si comprende l'estrema importanza di controllare qualsiasi impatto (particolarmente quelli che favoriscano l'introduzione di specie estranee, che disturbino il suolo e le specie ivi presenti) nella consapevolezza che comunque l'azione dei rilevatori non può essere neutra.

Inoltre, rilevatori di altri gruppi di ricerca frequenteranno l'area a diverse cadenze stagionali e di lungo periodo, il che comporta la necessità di attenzione verso il loro lavoro (aspetto molto delicato dato che spesso non risultano mappature, né conosciamo i segnali, per identificare i siti di prelievo e di rilevamento).

Data la situazione, durante una riunione congiunta con il NFC del 08/05/1997, si è convenuto di adottare, per ogni gruppo di ricerca, una strategia tendente a mantenere costante l'inevitabile impatto (semplificando e rendendo più naturale possibile ogni azione) e a ridurre l'impatto dovuto ad imperizie e distrazioni.

Inoltre si consiglia di prendere informazioni su qualsiasi attività interna ai Plot o nelle immediate vicinanze di essi, specie presso le SU esterne.

Un richiamo generale alla cautela in tutte le operazioni è d'obbligo e di ciò si è tenuto conto anche nel valutare i tempi di realizzazione (la fretta è nemica della precisione e della riduzione del disturbo).

Alcuni accorgimenti sono stati in ogni caso previsti, lasciando alla responsabilità di ciascuno la valutazione di altre circostanze.

In particolare nell'area permanente:

- non verrà effettuata alcuna raccolta di campioni di fanerogame;
- verranno eventualmente prelevati ridottissimi campioni di muschi o licheni (se necessario, e mai asportando l'intero cuscinetto; nel caso si rinverranno solo singoli individui il campione verrà prelevato all'esterno dell'area);
- l'accesso al sistema di Unità di Campionamento sarà concepito in modo tale da non creare sentieri, seguendo le vie più agevoli (ad esempio: in quota, evitando intrichi o scarpate, diversificando i percorsi specialmente nelle aree piane, ecc.) tenendo conto che la sequenza di rilevamento data dal piano di lavoro deve minimizzare il disturbo sulle SU;

- non si effettueranno rilievi subito dopo precipitazioni, attendendo un numero di giorni sufficiente al ripristino delle condizioni normali;
- la coppia di rilevatori dovrà fare attenzione a ridurre al minimo il calpestio attorno alle SU e ai punti interessati dagli altri gruppi di ricerca;
- i rilevatori, prima di entrare nell'area permanente, si accerteranno per quanto possibile di non veicolare propagoli di alcun genere (su calzature e indumenti).

## 8. Consegna dei dati e dei campioni raccolti

Al termine delle attività, i files dovranno essere inviati tramite posta elettronica al seguente indirizzo: xxxxxxxxx

I campioni di foglie, dovranno essere inviati tramite corriere al seguente indirizzo: xxxxx

Numeri di telefono per dubbi o problemi: xxxxx

## 9. Bibliografia

Canullo R, Starlinger F, Granke O, Fischer R, Aamlid D, Dupouey JL, 2020: Part VII.1: Assessment of Ground Vegetation. 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, 14 p. + Annex

Brudvig, L. A. (2017). Toward prediction in the restoration of biodiversity. *Journal of Applied Ecology*, 54, 1013–1017.

Perez-Harguindeguy, N., Diaz, S., Garnier, E., Lavorel, S., Poorter, H., Jaureguiberry, P., ... & Cornelissen, J. H. C. (2016). Corrigendum to: New handbook for standardised measurement of plant functional traits worldwide. *Australian Journal of botany*, 64(8), 715-716.

Standish, R. J., Hobbs, R. J., Mayfield, M. M., Bestelmeyer, B. T., Suding, K. N., Battaglia, L., Eviner V., Hawkes C. V., Temperton V. M., Cramer V. A., Harris J.A., Funk J. L., Thomas P. A. (2014). Resilience in ecology: abstraction, distraction, or where the action is? *Biological Conservation*, 177, 43–51.

## ALLEGATO 1 – SCHEDA DI RILEVAMENTO

Le schede di rilevamento definitive verranno elaborate dopo corso di addestramento e intercalibrazione dei rilevatori per gli indicatori della biodiversità vegetale



LIFE20 GIE/IT/000081  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA Cap. 8

**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*

Frati L., Brunialti G.

Terradata

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI





## SOMMARIO

<b>1. MANUALI per il monitoraggio della biodiversità dei licheni epifiti come indicatori dell'inquinamento dell'aria negli ecosistemi forestali .....</b>	<b>5</b>
<b>2 Valutazione della vitalità e dello stato di conservazione del lichene indicatore <i>Lobaria pulmonaria</i>: un metodo di valutazione rapida della biodiversità (RBA) .....</b>	<b>7</b>
<b>2.1 Introduzione .....</b>	<b>7</b>
<b>2.2 Obiettivi .....</b>	<b>7</b>
<b>2.3 Localizzazione delle misure .....</b>	<b>8</b>
<b>2.4 Misure .....</b>	<b>8</b>
2.4.1 Raccolta dei dati.....	8
2.4.2 Equipaggiamento .....	10
2.4.3 Frequenza del campionamento .....	11
2.4.4 Raccolta di campioni .....	11
2.4.5 Procedure di assicurazione e controllo di qualità dei dati.....	11
<b>2.5 Consegna delle schede di campo .....</b>	<b>11</b>
<b>3 Diversità funzionale dei licheni: linee guida per la valutazione della diversità dei licheni epifiti fruticosi al suolo .....</b>	<b>12</b>
<b>3.1 Introduzione .....</b>	<b>12</b>
<b>3.2 Obiettivi .....</b>	<b>13</b>
<b>3.3 Localizzazione dei campionamenti .....</b>	<b>13</b>
3.3.1 Strategia di campionamento.....	13
<b>3.4 Campionamento .....</b>	<b>16</b>
3.4.1 Raccolta dei campioni .....	16
3.4.2 Equipaggiamento .....	16
3.4.3 Frequenza del campionamento .....	16
3.4.4 Procedure di assicurazione e controllo di qualità dei dati.....	16
<b>3.5 Consegna dei campioni .....</b>	<b>17</b>
<b>4. Valutazione della diversità dei licheni epifiti: Indice di Biodiversità Lichenica (IBL) .....</b>	<b>18</b>
<b>4.1 Introduzione .....</b>	<b>18</b>
<b>4.2 Obiettivi .....</b>	<b>18</b>
<b>4.3 Localizzazione dei campionamenti .....</b>	<b>18</b>
4.3.1 Strategia di selezione degli alberi .....	18

<b>4.4 Misure</b> .....	<b>19</b>
4.4.1 Raccolta dei dati .....	19
4.4.2 Calcolo dell'Indice di Biodiversità Lichenica (IBL) .....	20
4.4.3 Equipaggiamento .....	21
4.4.4 Frequenza del rilevamento .....	22
4.4.5 Raccolta di campioni .....	22
4.4.6 Procedure di assicurazione e controllo di qualità dei dati.....	22
<b>4.5 Consegna delle schede di campo</b> .....	<b>22</b>
<b>5 BIBLIOGRAFIA</b> .....	<b>23</b>
<b>ALLEGATO 1 - SCHEDA DI RILEVAMENTO DI LOBARIA PULMONARIA.....</b>	<b>26</b>
<b>ALLEGATO 2 - SCHEDA DI CAMPO PER LA RACCOLTA DI LICHENI EPIFITI FRUTICOSI AL SUOLO.....</b>	<b>27</b>
<b>ALLEGATO 3 - SCHEDA DI CAMPO PER LA VALUTAZIONE DELLA DIVERSITÀ DEI LICHENI EPIFITI.....</b>	<b>28</b>

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

Questo documento 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 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 dei diversi 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):

- 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.

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

Manuale	Indicatore	Variabili	Descrizione
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; 5) presenza di corpi fruttiferi del fungo.	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 protocollo 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.

## 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.

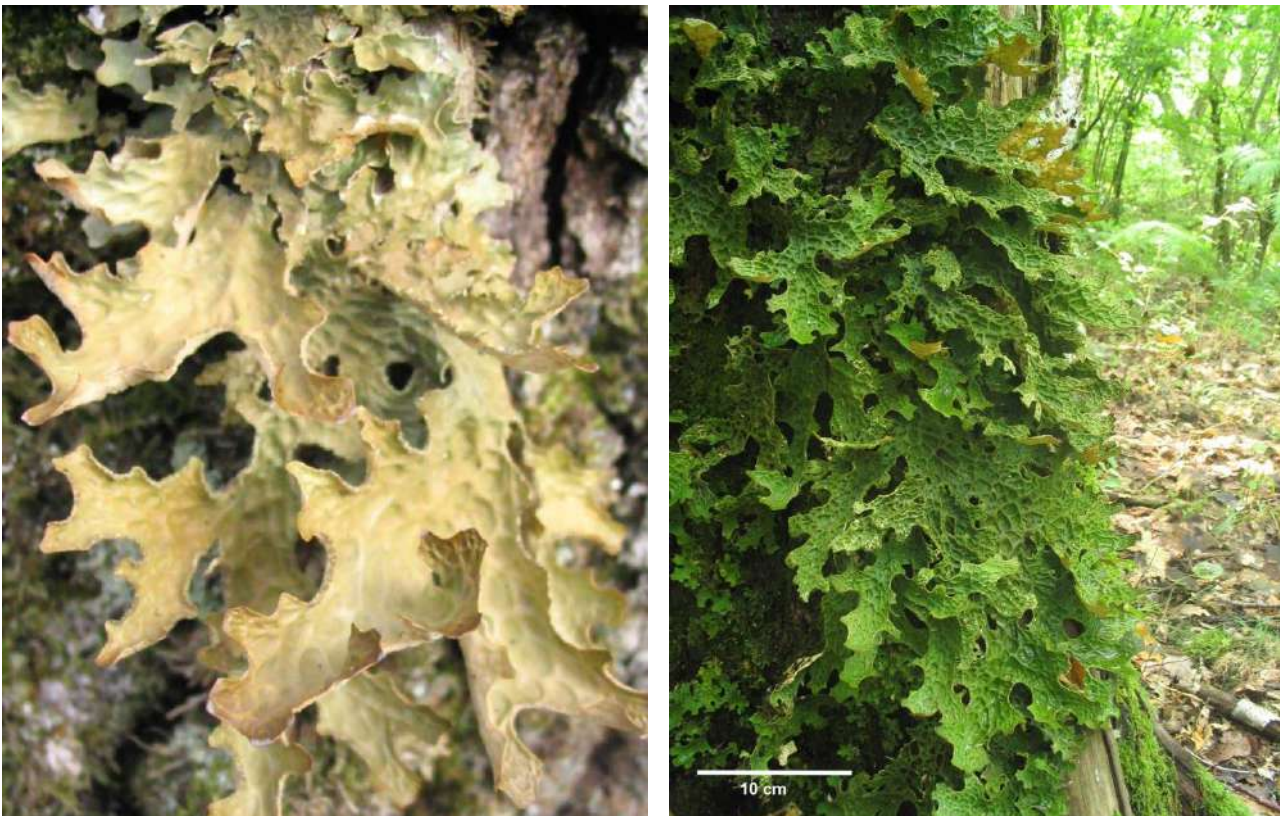


Figura 1. Talli del lichene foglioso a lobi larghi *Lobaria pulmonaria* sul tronco di castagni. Nell'immagine a destra l'esemplare appare di colore verde brillante perché bagnato (Foto: G. Brunialti).

#### 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 Misure**

#### **2.4.1 Raccolta dei dati**

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 la seguente 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 meristemati: 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).

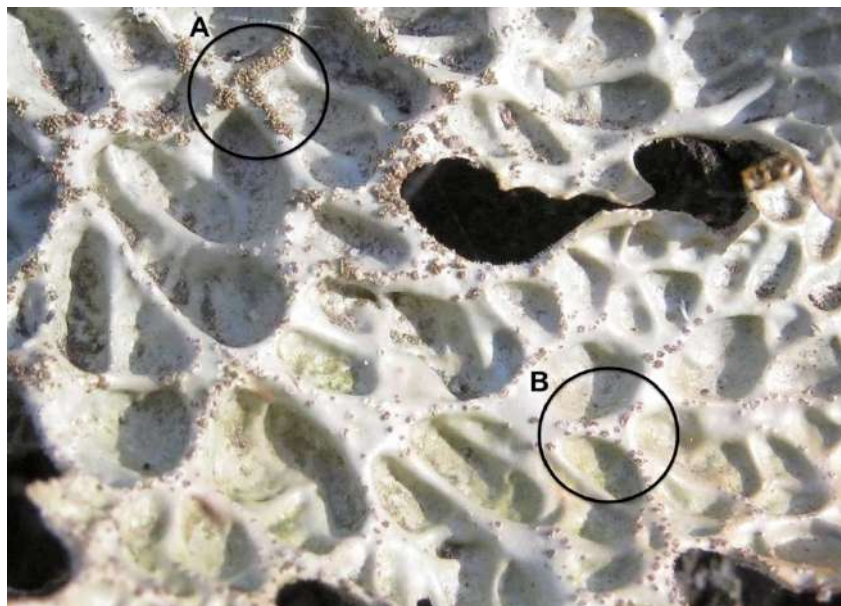


Figura 3. Porzione ingrandita del tallo di *Lobaria pulmonaria* in cui sono visibili entrambe le forme di propaguli vegetativi. A: isidi, strutture di propagazione vegetativa formate da estroflessioni della superficie superiore del tallo (sono corticati); B: soredi, strutture propagative formate da ife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



Figura 4. Particolare di un tallo di *Lobaria pulmonaria* con numerosi corpi fruttiferi del fungo (APOTECI) 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).

#### 2.4.2 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.

### **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 Consegna delle schede 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.

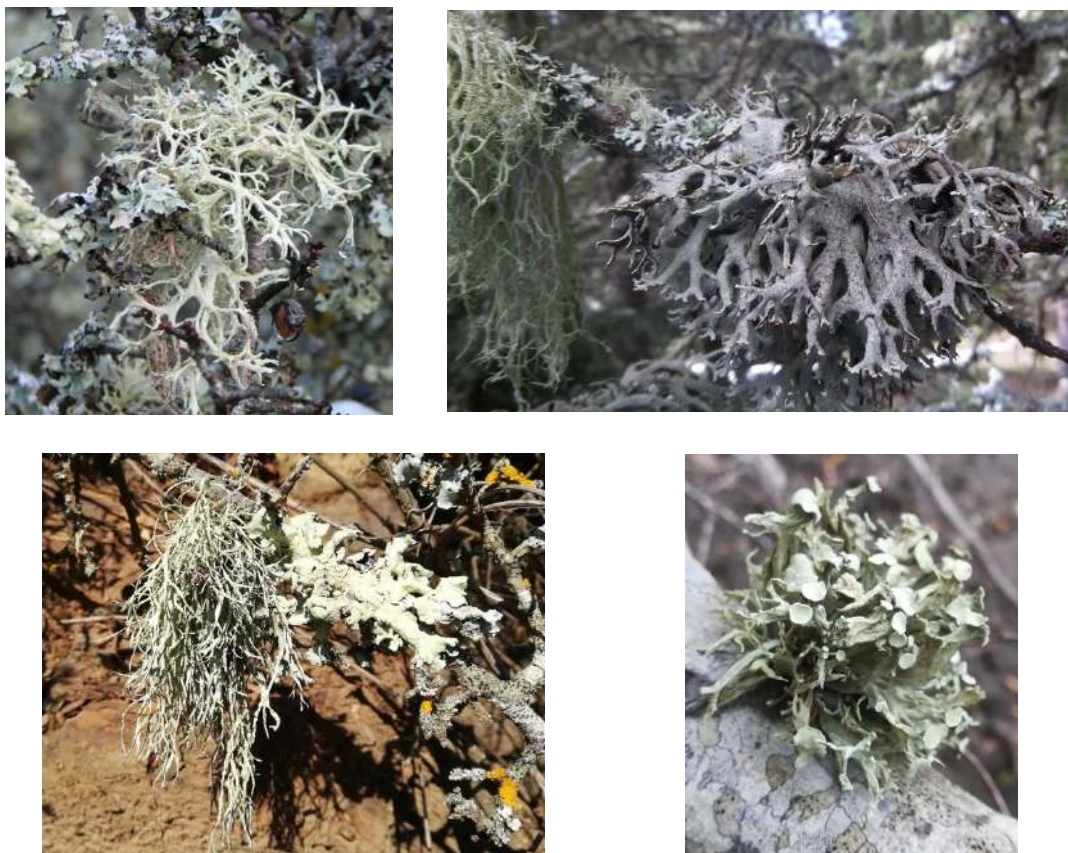


Figura 1. Esempi di licheni fruticosi piuttosto comuni nei boschi italiani. In senso orario dall'alto verso il basso: *Evernia prunastri* (L.) Ach.; *Pseudevernia furfuracea* (L.) Zopf var. *furfuracea*; *Ramalina fastigiata* Pers. (Ach.); *Ramalina farinacea* L. (Ach.). Foto: Giorgio Brunialti.

### 3.2 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.

#### 3.3.1 Strategia di campionamento

La raccolta di licheni fruticosi epifiti caduti al suolo viene effettuata per ogni plot all'interno di 10 sub-plot circolari di 2 m di raggio centrati su 10 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.

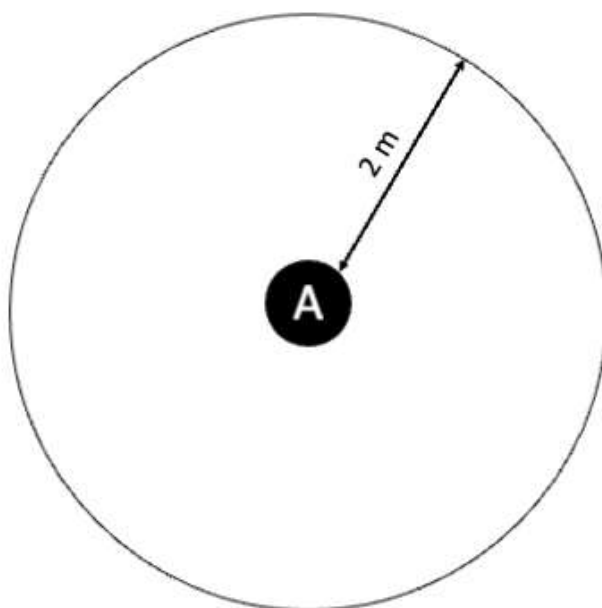


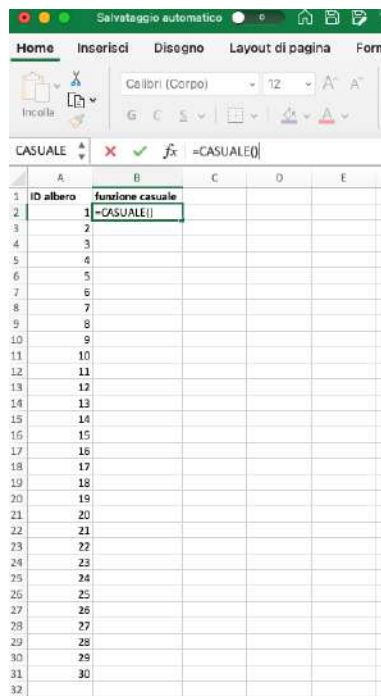
Figura 2. Strategia di campionamento: individuazione del sub-plot in corrispondenza dell'albero selezionato casualmente (A). La superficie di campionamento dei licheni al suolo (sub-plot) viene individuata all'interno della corona circolare di 2 metri a partire dal tronco dell'albero. Non è necessario materializzare il sub-plot.

##### 3.3.1.1 Selezione degli alberi per individuare i sub-plot

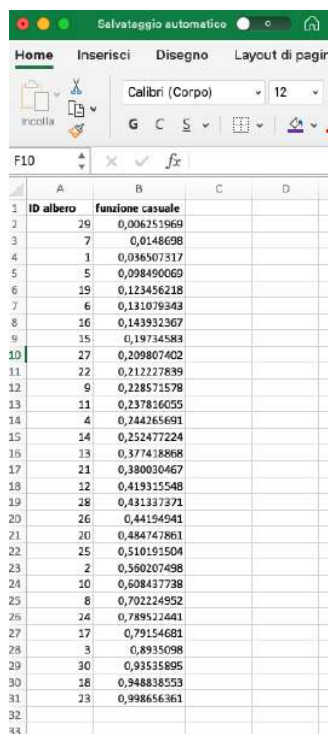
A partire dal database degli alberi presenti in ciascun plot di livello II, selezionare in maniera casuale 10 alberi con DBH  $\geq$  13 cm adottando la seguente procedura.

- 1) Su file .xlsx degli alberi del plot, estrapolare solo gli ID degli alberi con DBH  $\geq$  13 cm.

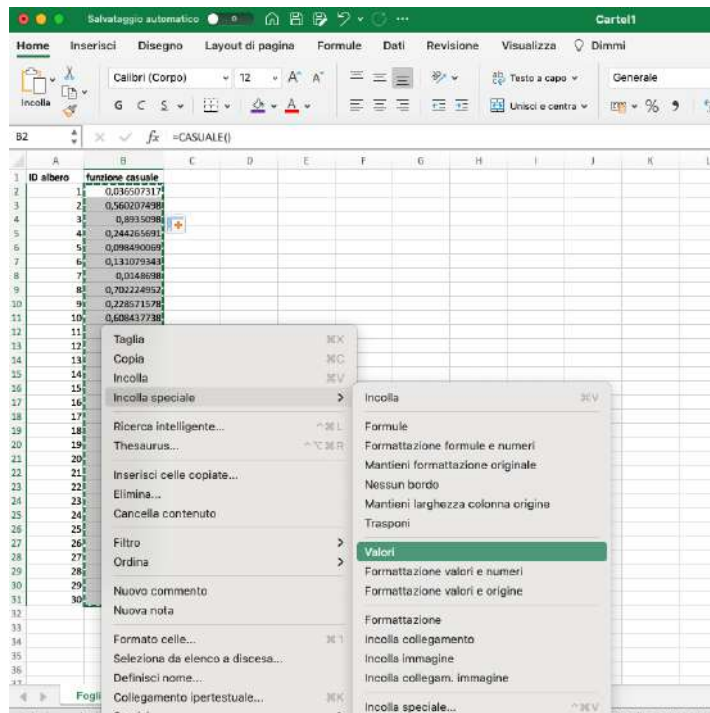
- 2) Inserire una colonna accanto a quella con i codici ID degli alberi selezionati. In corrispondenza del primo albero, inserire la funzione =CASUALE()



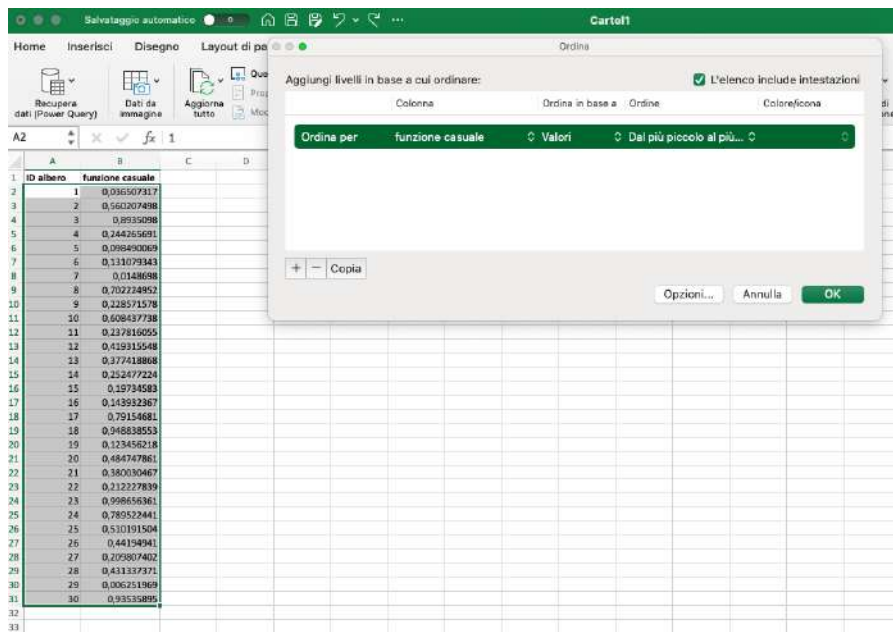
- 3) Trascinare la formula su tutte le altre celle corrispondenti agli ID degli alberi. In questo modo ogni albero ha un numero casuale associato.



- 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.

The screenshot shows an Excel spreadsheet with the following data:

	A	B	C	D
1	<b>ID albero</b>	<b>funzione casuale</b>		
2	29	0,006251969		
3	7	0,0148698		
4	1	0,036507317		
5	5	0,098490069		
6	19	0,123456218		
7	6	0,131079243		
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	0,788521441		
27	17	0,79154681		
28	3	0,8935098		
29	30	0,93535895		
30	18	0,948838553		
31	23	0,938656361		
32				
33				

### 3.4 Campionamento

#### 3.4.1 Raccolta dei campioni

In ognuno dei 10 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 Consegna 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). Questo metodo 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.

##### 4.3.1 Strategia di selezione degli alberi

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.

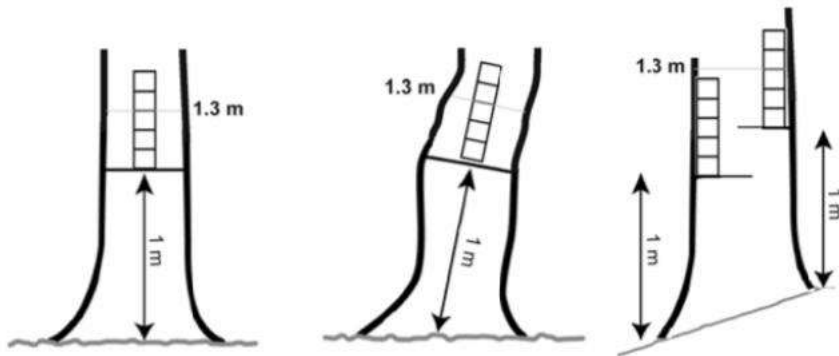


Figura 1. Esempio di procedure da adottare per la misura dell'altezza da terra per posizionare la griglia di rilevamento (1 m da terra) e per misurare il diametro (modificato da Stofer et al. 2016, Dobbertin e Neumann 2010).

## 4.4 Misure

### 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).

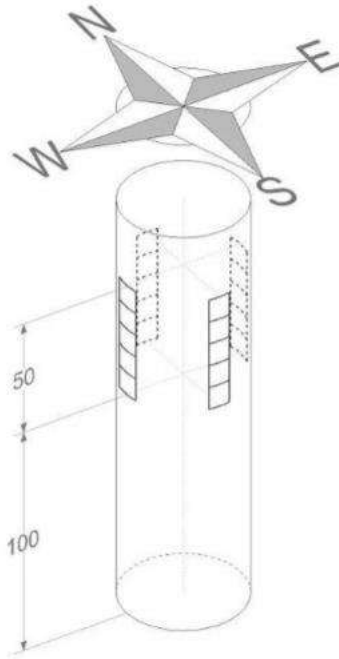


Figura 2. Griglia di rilevamento posizionata sulle quattro esposizioni principali del tronco (modificata da Stofer et al. 2016).

#### 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 (Fрати 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):

$$\%IBL_{\text{licheni fogliosi}} = (IBL_{\text{fogliosi}}/IBL_{\text{totale}}) * 100$$

$$\%IBL_{\text{licheni fruticosi}} = (IBL_{\text{fruticosi}}/IBL_{\text{totale}}) * 100$$

$$\%IBL_{\text{licheni crostosi}} = (IBL_{\text{crostosi}}/IBL_{\text{totale}}) * 100$$

A livello di plot, i risultati sono presentati come valori medi di ciascuna variabile ottenuti a livello di albero.

#### 4.4.2.2 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 - presenti in situazioni piuttosto eutrofizzate
- 5 - presenti 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:

$$\%IBL_{\text{licheni nitrofilii}} = (IBL_{\text{nitrofilii}}/IBL_{\text{totale}}) * 100$$

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 righello o un calibro, 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 Consegna delle schede 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.

## 5 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., Randlane 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., Fačková 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>
- Frati 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 NO<sub>2</sub> and NH<sub>3</sub>. *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-i1>
- 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

<b>Vitalità e conservazione di <i>Lobaria pulmonaria</i></b>					
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**

<b>Codice Plot:</b>		<b>Nome Plot:</b>		
<b>Data:</b>		<b>Operatori:</b>		
<b>Sub-plot</b>	<b>Codice albero*</b>	<b>Codice busta</b>	<b>Numero buste**</b>	<b>Note</b>
<b>S1</b>				
<b>S2</b>				
<b>S3</b>				
<b>S4</b>				
<b>S5</b>				
<b>S6</b>				
<b>S7</b>				
<b>S8</b>				
<b>S9</b>				
<b>S10</b>				

\*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 DIVERSITÀ DEI  
LICHENI EPIFITI**

<b>Sito:</b>									<b>Codice Sito</b>						
<b>Data:</b>					<b>Operatori:</b>										
<b>Codice Albero</b>															
<b>Specie Albero</b>															
<b>Circonferenza (cm)</b>															
<b>Esposizione</b>				<b>N</b>	<b>E</b>	<b>S</b>	<b>W</b>	<b>N</b>	<b>E</b>	<b>S</b>	<b>W</b>	<b>N</b>	<b>E</b>	<b>S</b>	<b>W</b>
<b>Specie licheniche \ Spostamento</b>															
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.															
<b>BL ESPOSIZIONE</b>															
<b>BL Albero</b>															

<b>IBL sito:</b>	
------------------	--

<b>Note:</b>	



LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA Cap. 9

### **Procedure per il monitoraggio integrato della biodiversità animale**

*Procedures for the integrated monitoring of animal biodiversity*

Flavia Sicuriello, Paolo Colangelo, Emanuela Solano, Giorgia Castiello

*Consiglio Nazionale delle Ricerche (CNR – IRET)*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI





## Indice generale

Introduzione	1
Monitoraggio bioacustico	2
Il monitoraggio bioacustico degli uccelli	2
Il monitoraggio bioacustico dei pipistrelli	3
DNA ambientale	4
QBS-ar (Qualità Biologica del Suolo)	4
Periodo del monitoraggio	5
Scelta e allestimento del plot di campionamento	5
Equipaggiamento	5
Procedura per lo svolgimento del campionamento	6
Fase preparatoria per il campo:	6
Fase 1 - Monitoraggio bioacustico	6
Fase 2 - Raccolta dei campioni per eDNA	8
Fase 3 - Raccolta dei campioni per QBS-ar	10
Fase 4 - Spedizione del pacco	10
Bibliografia	10

## 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 simultaneamente in siti diversi. La registrazione può poi essere utilizzata 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 essere valutata attentamente.

## **DNA ambientale**

Il monitoraggio delle comunità animali terrestri è tradizionalmente basato sull'identificazione visiva delle specie lungo transesti 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 ambientale (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 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 di distanza (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 da 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 DNA: 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 indicante i prelievi da effettuare, 1 paio di guanti da lavoro
- Fettuccia metrica da 5 metri
- Vanghetta pieghevole
- Spatola 10cm

- Mattonella quadrata in legno 10cm x10cm
- Siberini
- Buste refrigeranti
- Registratori PAM
- 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 5 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 recorder" (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 posizionato (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.

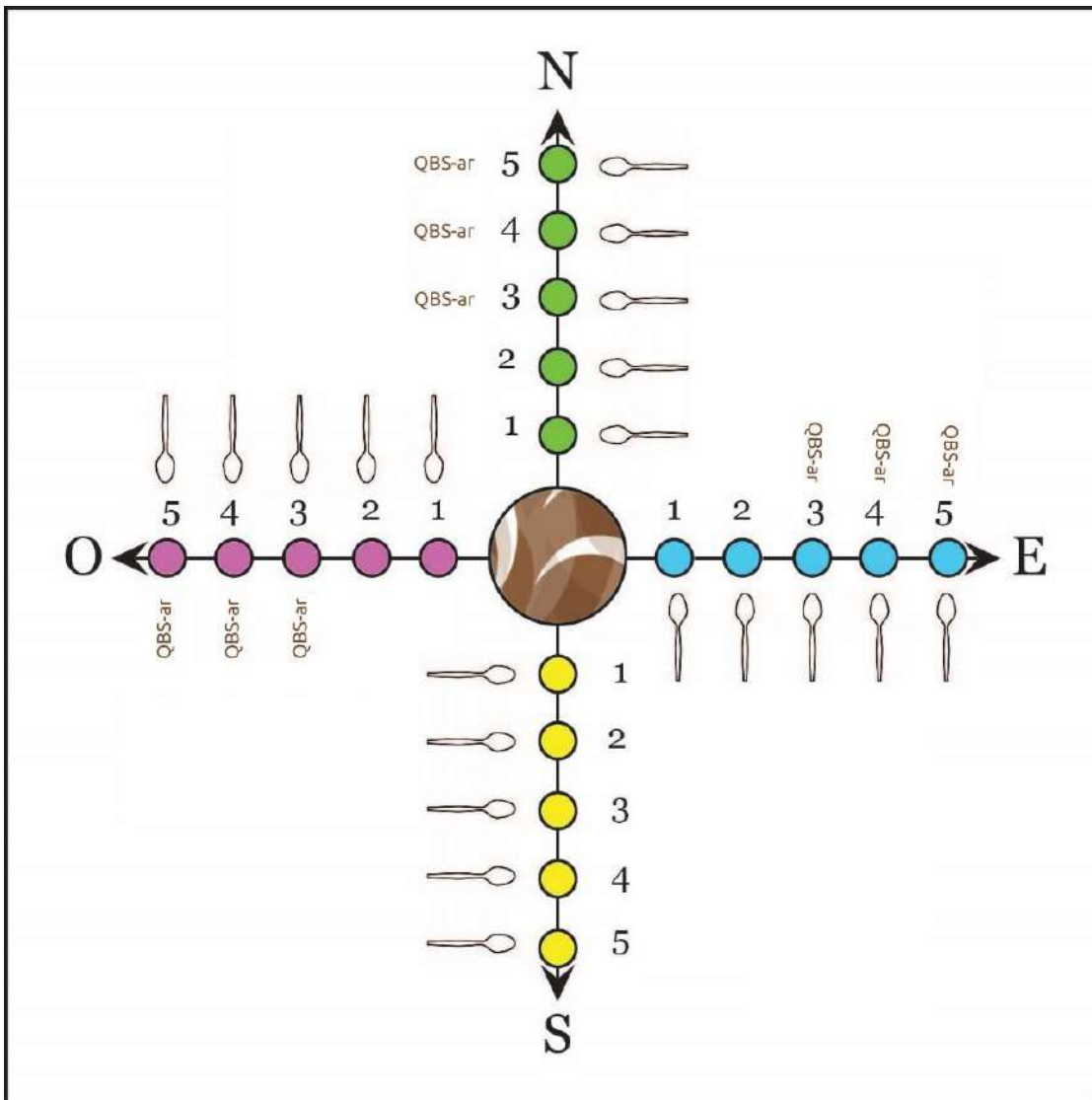


Figura 3. Schema del campionamento: i cucchiaini indicano i punti dove fare il prelievo del suolo per l'eDNA (5 per transetto, ogni metro). Sono indicati anche i punti dove prelevare il suolo per il QBS-ar (solo i transetti N,E,O negli ultimi tre punti 3,4,5 m)

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:
7. Inserire ciascun campione all'interno dell'apposita bustina (contrassegnata con il codice es: N1, N2..etc)

8. Cercare di pulire il cucchiaino tra un prelievo e l'altro cercando di minimizzare le contaminazioni fra campioni (non soffiando)
9. Cercare di raccogliere solamente suolo, non foglie o legno o brecciolino.
10. Ripeti il punto 5 per le direzioni E, S, O usando un cucchiaio pulito per raccogliere il terreno del transetto successivo (sono forniti 4 cucchiaini, uno per transetto);
11. 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 dm<sup>3</sup> (10x10x10cm), 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 10cm x 10cm
3. poggiare la mattonella in legno (10cm x 10cm) sul suolo e con la spatola "tagliare" il suolo lungo tutti i bordi scendendo fino alla profondità di 10cm
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 isotermico 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., & 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.; 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., & 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. Indicat.* 25, 279–287.

Jones, G.; Jacobs, D.S.; Kunz, T.H.; Willig, M.R.; 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., Csósz, I., Gorbachev, A., Gyórfi, 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., S. H. Gage, J. Fox, and W. Joo. 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, 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.

Piksa, K.; Brzuszkowski, 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., 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. & 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,

Tuneu-Corral C, Puig-Montserrat X, Flaquer C, Mas M, Budinski I, 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

Shaw T, Hedes R, Sandstrom A, Ruete A, Hiron M, Hedblom M, Eggers S, Mikusiński G (2021) Hybrid bioacoustic and ecoacoustic analyses provide new links between bird assemblages and habitat quality in a winter boreal forest. *Environmental and Sustainability Indicators* 11:100141.

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.

Parisi, Vittorio, Cristina Menta, Ciro Gardi, Carlo Jacomini, e Enrico Mozzanica. «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>.



LIFE20-GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA

### Cap. 10

#### **Istruzioni per la manutenzione delle centraline meteorologiche**

*Instructions for the maintenance of weather stations*

Tiziano Sorgi, Valerio Moretti

*CREA Centro di Ricerca Foreste e Legno, Roma Casalotti*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI





## 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.

## Stato attuale della rete di monitoraggio

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).

## 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

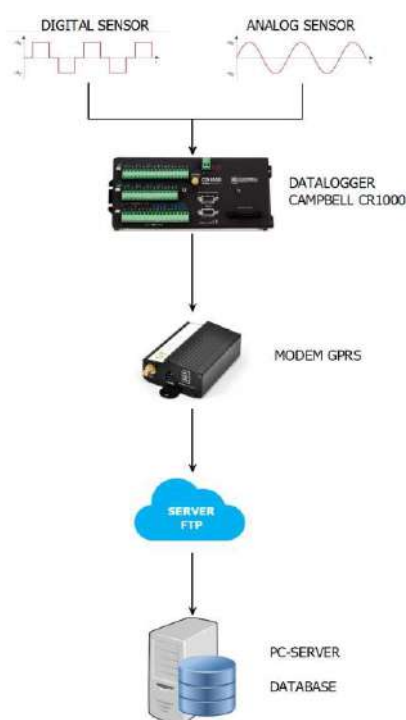
## III. Trasmissione



**- 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.

## Manutenzione necessaria da fare sul posto

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 sfilerà 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 termoigrometri. Quasi in tutte le centraline, sicuramente in tutte le storiche ma anche in qualcuna delle nuove, i termoigrometri 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 termoigrometri, nelle centraline storiche ci sono fino a 3 profili di temperatura e quello più in basso risulta essere a soli 10cm di distanza del terreno. E' 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.

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 malfunzionamento 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



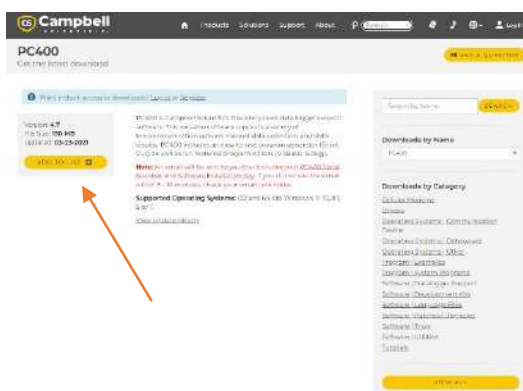
Cavo MicroUSB – USB

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

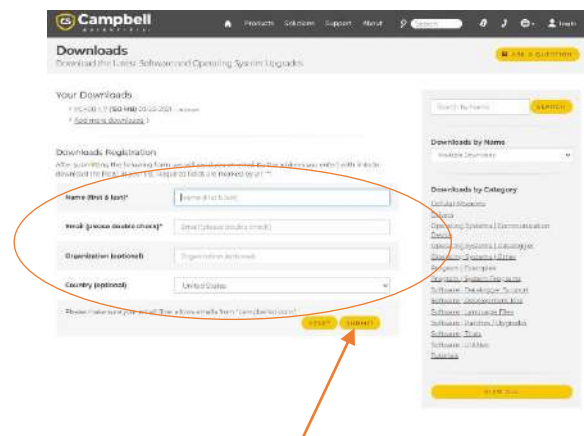
- Installazione:

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'eseguibile 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.

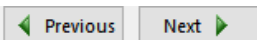
### - Configurazione Datalogger:

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.

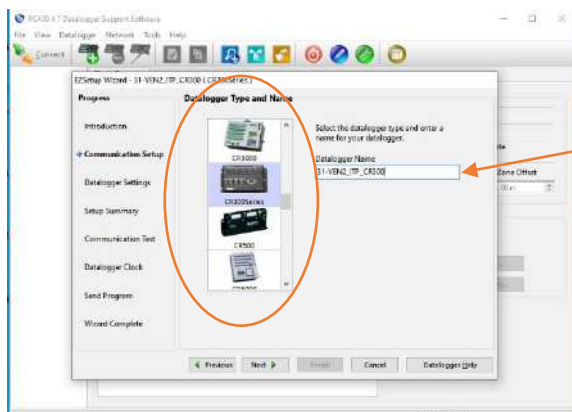
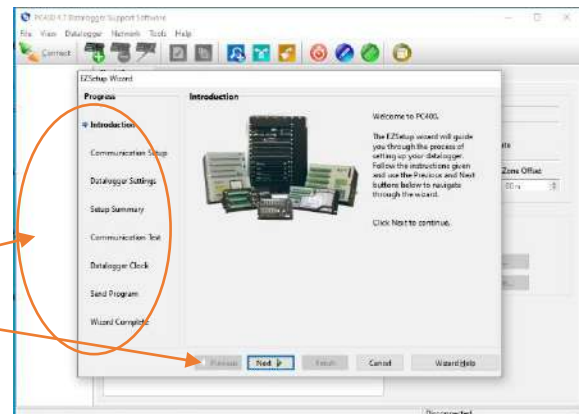
Una volta connesso il datalogger lanciare il programma vero e proprio, non essendo stato configurato nessun datalogger, il programma in automatico aprirà la configurazione di uno nuovo, si potrà comunque aggiungere in qualsiasi momento un nuovo datalogger tramite il pulsante:



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

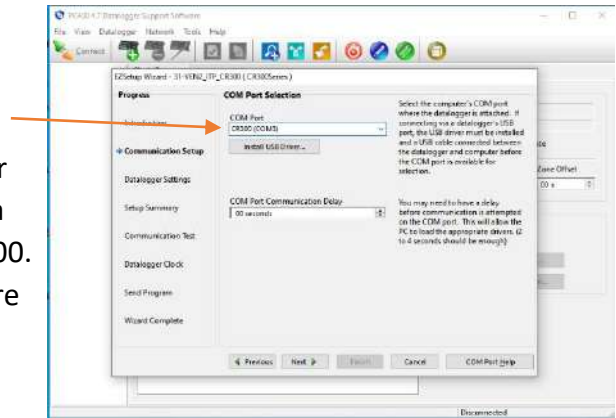


Elenco step di configurazione premere "Next" per proseguire.



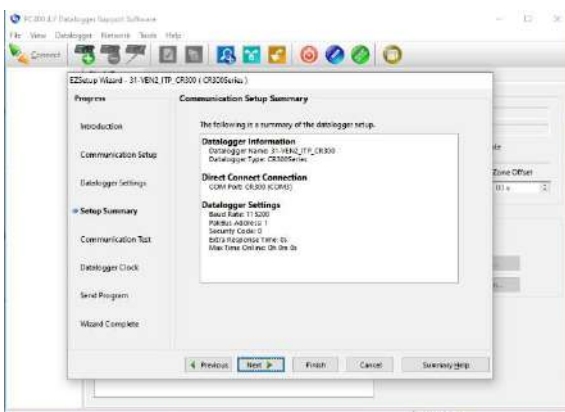
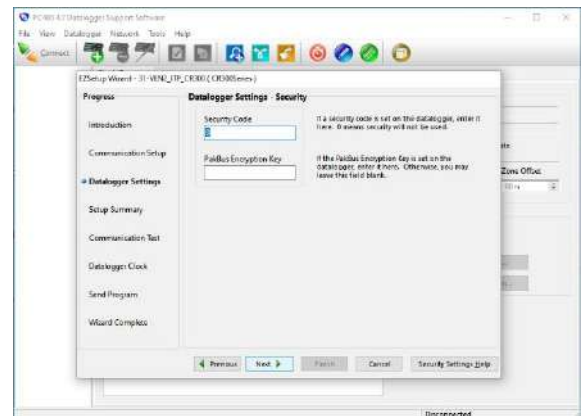
Scegliere dall'elenco a scorrimento il modello preciso del datalogger che si sta configurando ed il nome da assegnargli. E' molto importante dare un nome il più descrittivo possibile della centralina a cui appartiene il datalogger, per esempio per il sito 31-VEN2 il datalogger della Open Field potrebbe 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.



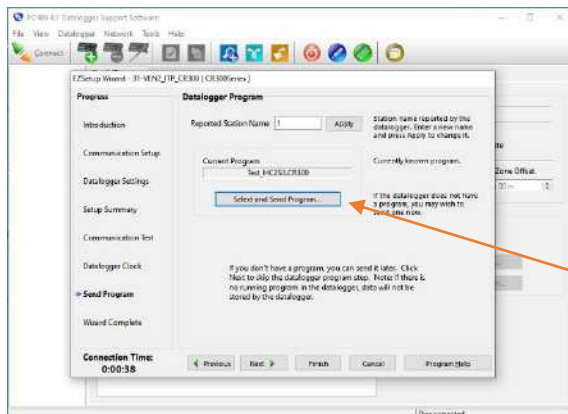
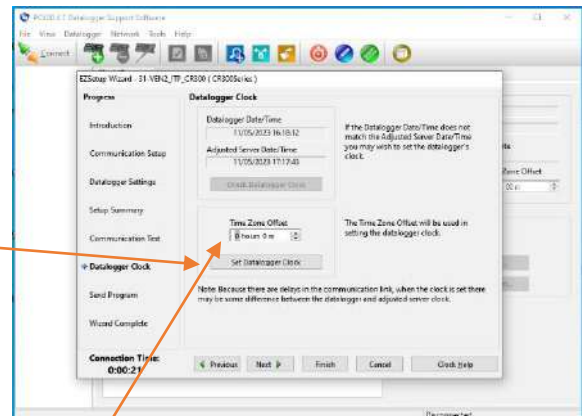
Si arriverà a questa schermata con il riepilogo di tutte le impostazioni scelte fino ad ora. Proseguire con “Next”.

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



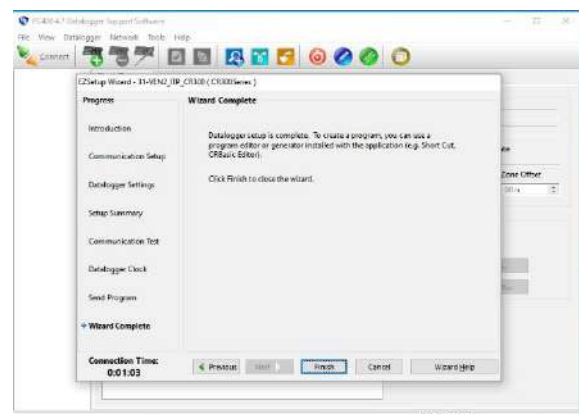
Se il test avrà successo si arriverà a questa schermata

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

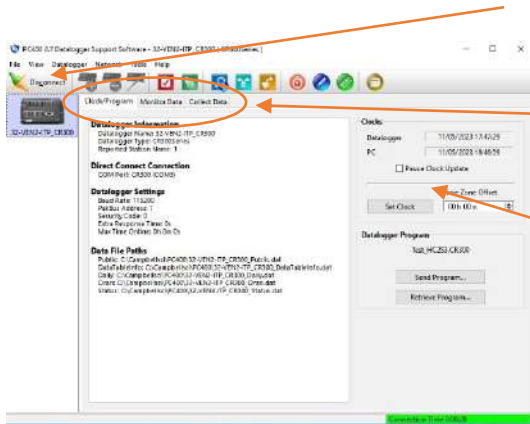


Questa schermata può e DEVE essere saltato con il solito pulsante "Next", questo perché si riferisce all'upload del programma che gestisce il datalogger. A parte casi più unici che rari non si dovrà mai caricare un nuovo programma. Se questo invece fosse necessario, cliccare sul pulsante "Select and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

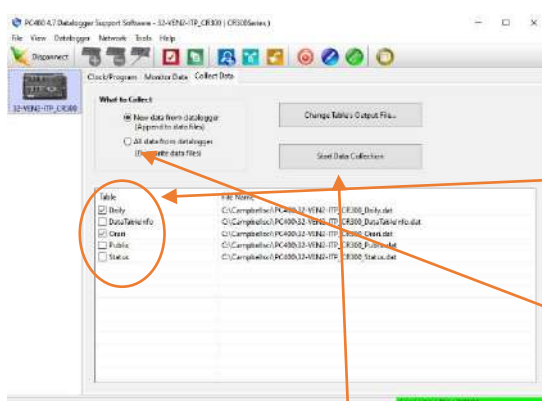
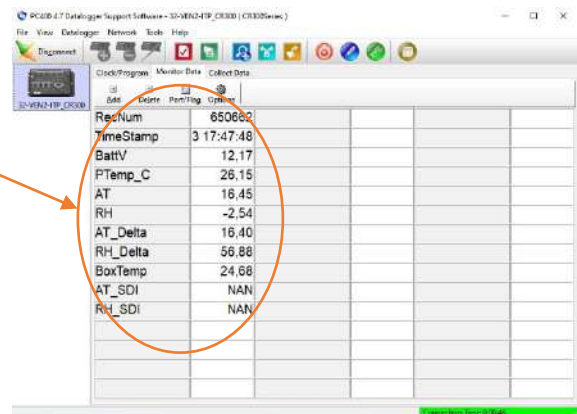


Terminata la configurazione vedrete sulla colonna a sinistra i datalogger che sono stati aggiunti al software e appena terminata la configurazione guidata dovrete ritrovarvi connessi in automatico al relativo datalogger, altrimenti se li avete configurati in altra occasione andrà selezionato il datalogger 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 deselezionate.

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.

#### **INVIO DATI**

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

[tiziano.sorgi@crea.gov.it](mailto: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 la sperimentazione in Agricoltura  
e l'Analisi dell'Economia Agraria - Foreste e Legno

Sede di Roma Casalotti: +39-06-478361293

o scrivere ai seguenti indirizzi mail:

[tiziano.sorgi@crea.gov.it](mailto:tiziano.sorgi@crea.gov.it)

[valerio.moretti@crea.gov.it](mailto:valerio.moretti@crea.gov.it)



LIFE20-GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA Cap. 11

### **Operazioni di campionamento per lo studio della chimica delle deposizioni atmosferiche**

*Sampling operations for the study of the chemistry of atmospheric deposition*

A. Marchetto, G.A. Tartari

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

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI



## INDICE

1.	INSTALLAZIONE DELL'AREA PERMANENTE .....	2
1.1.	MINIMIZZAZIONE DEGLI IMPATTI DELLE RICERCHE SULLE AREE PERMANENTI .....	2
1.2.	TIPOLOGIE DI CAMPIONI CONSIDERATI .....	2
1.2.1.	Deposizioni atmosferiche a cielo aperto .....	2
1.2.2.	Campionatori di tipo <i>bulk</i> .....	3
1.2.3.	Campionatori sotto chioma ( <i>throughfall</i> ).....	4
1.2.4.	Campionatori della neve .....	5
1.2.5.	Deposizioni lungo il tronco ( <i>stemflow</i> ) nelle faggete.....	7
2.	CAMPIONAMENTO E INVIO AL LABORATORIO .....	10
2.1.	MINIMIZZAZIONE DEGLI IMPATTI DELLE RICERCHE SULLE AREE PERMANENTI.....	10
2.2.	FREQUENZA DI PRELIEVO.....	10
2.3.	MISURA DEI VOLUMI DI DEPOSIZIONE.....	11
2.4.	PRELIEVO DEI CAMPIONI DI PIOGGIA.....	12
2.4.1.	Campioni a cielo aperto.....	12
2.4.2.	Campioni sotto chioma.....	12
2.4.3.	Prelievo del campione di neve.....	12
2.4.4.	Prelievo del campione lungo il tronco.....	13
2.5.	TRASPORTO DEI CAMPIONI.....	13
2.6.	PREPARAZIONE DEI CAMPIONI PER LA SPEDIZIONE.....	14
2.6.1.	Misura dei volumi dei campioni e compilazione delle schede.....	14
2.6.2.	Identificazione dei campioni ed etichettatura.....	16
2.6.3.	Spedizione dei campioni.....	17
2.7.	LAVAGGIO DEI RECIPIENTI.....	17
2.8.	INTERVENTI DI MANUTENZIONE E CONTATTI.....	18

### ALLEGATI

Allegato 1. Materiale necessario per il campionamento delle deposizioni atmosferiche in una area tipo

Allegato 2. Schede per l'invio dei campioni

# 1. INSTALLAZIONE DELL'AREA PERMANENTE

## 1.1 MINIMIZZAZIONE DEGLI IMPATTI 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

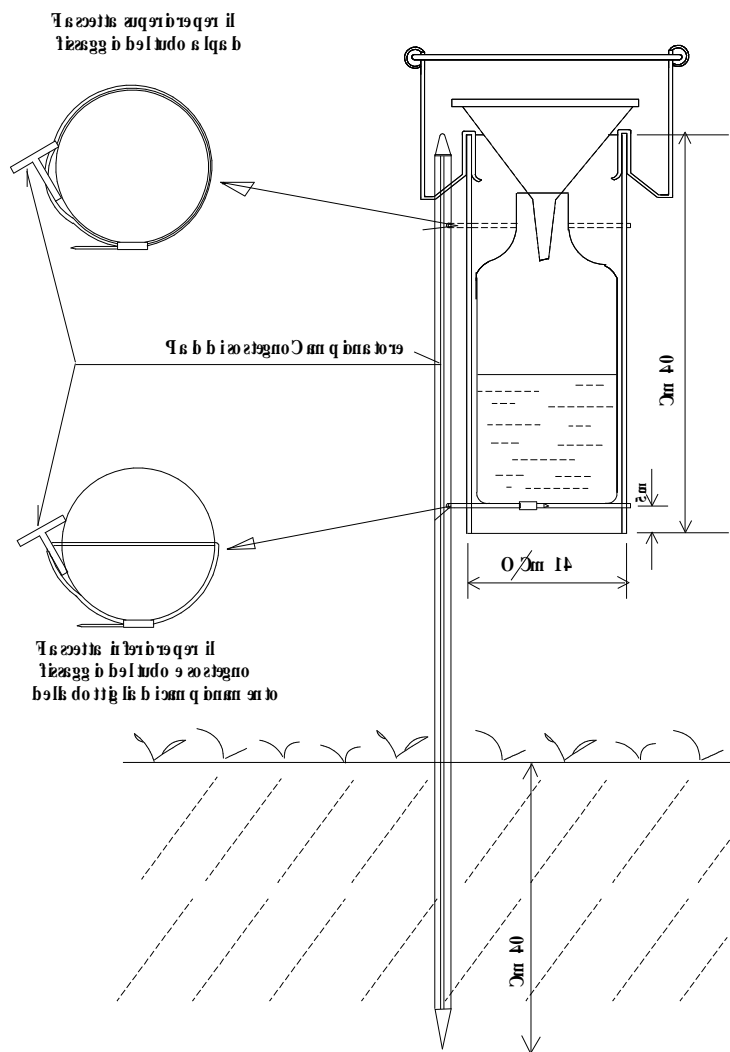


Fig. 1a – Schema di campionario *bulk* per le deposizioni atmosferiche.

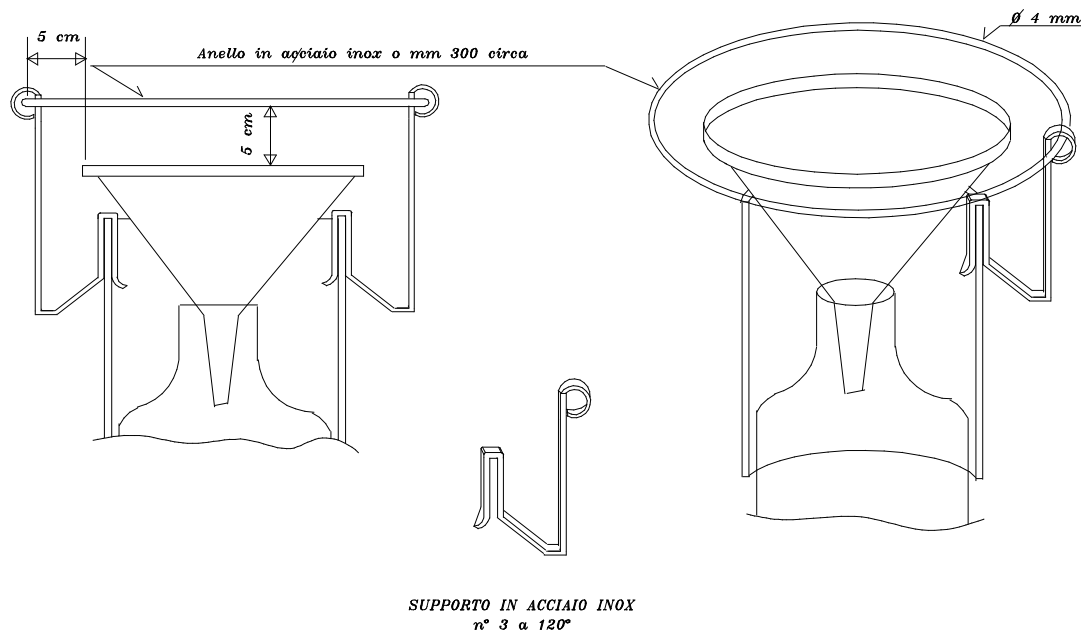


Fig. 1b – Schema della sezione alta del campionatore *bulk* per le deposizioni atmosferiche completo dell’anello per la protezione dagli uccelli.

### 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.

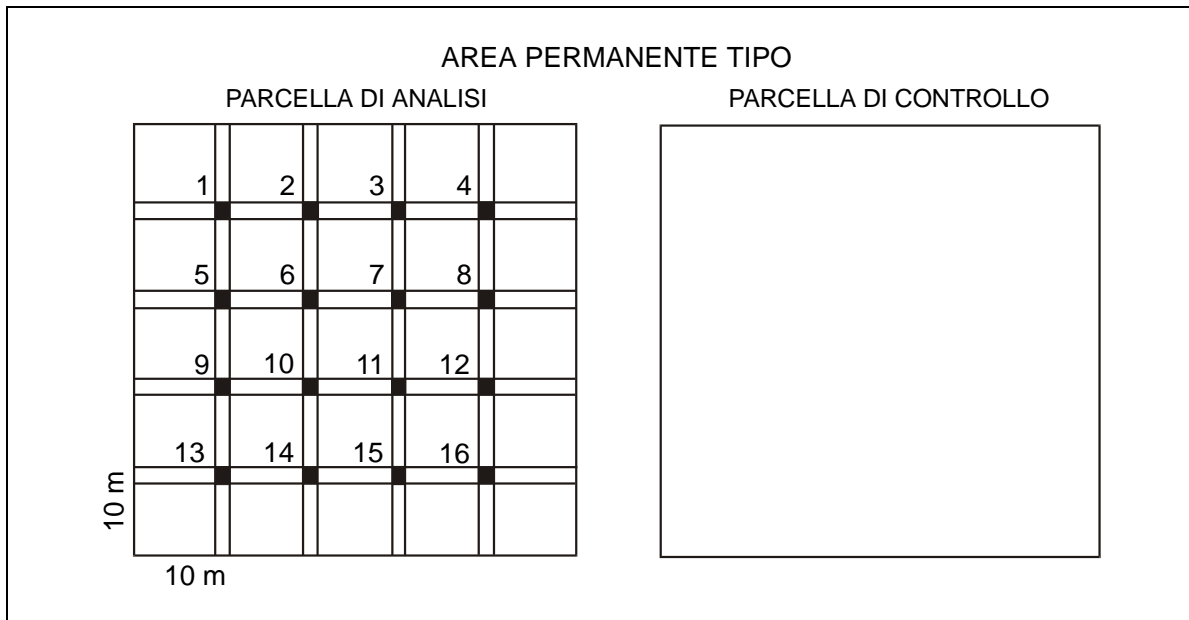


Fig. 2 – Schema di dislocazione dei campionatori sotto chioma nell’area permanente tipo.

#### 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) 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), 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 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.

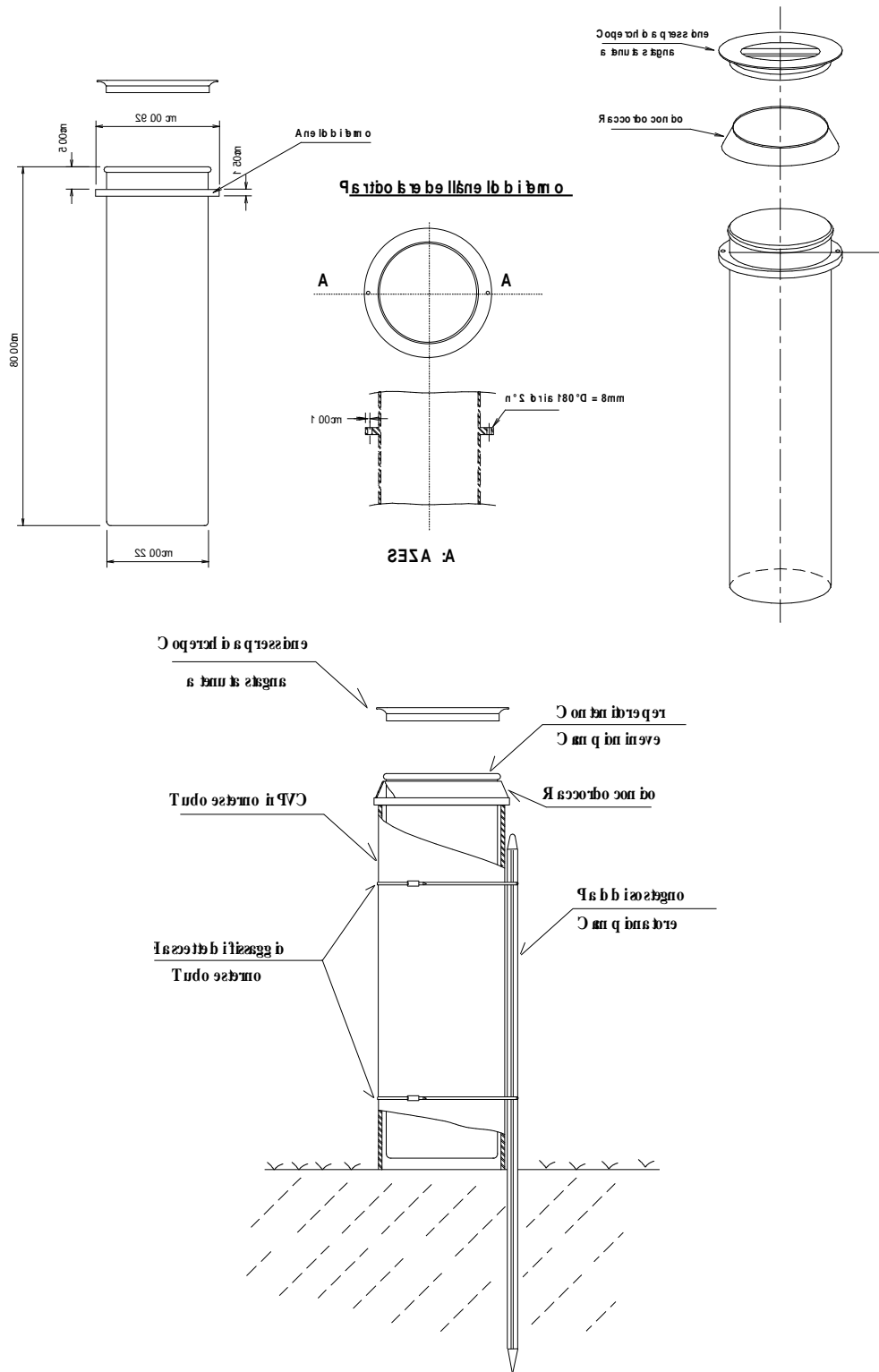


Fig. 3 – Schema del campionatore *bulk* per la raccolta della neve.

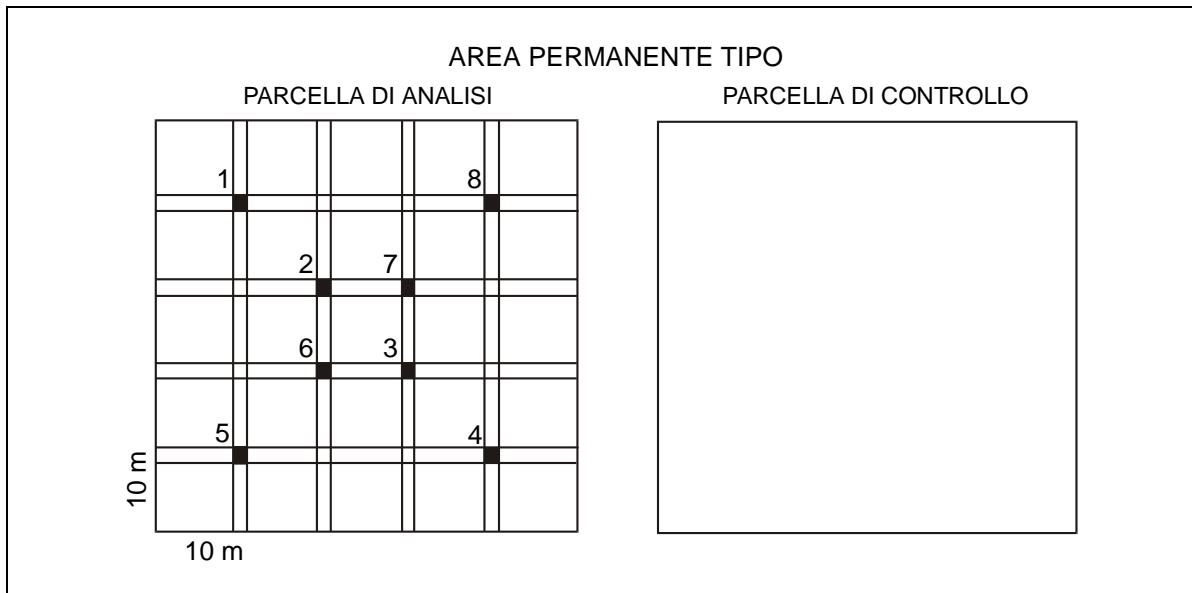


Fig. 4 – Schema di dislocazione dei campionatori per la neve nell’area permanente tipo.

### 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 NEOPRENE 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  $+95^{\circ}\text{C}$ ). 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 gradi.

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. CAMPIONAMENTO E INVIO AL LABORATORIO

### 2.1. MINIMIZZAZIONE DEGLI IMPATTI 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. 3) 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. 3 - 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 PIOGGIA**

### **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 imbuto, eventuali anomalie vanno segnalate sulle schede;
- verificare il volume: se è inferiore a 60 ml non prelevare i campioni, ma sostituire ugualmente imbuto 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 imbuto 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 imbuto;
- sostituire imbuto 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 imbuto 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;
- tappare 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 imbuto dei campionatori di pioggia sono colmi di neve, il prelievo deve essere eseguito sui cilindri (campionatori di neve). In caso contrario (imbuto 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 scovolino 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.

## 2.6. PREPARAZIONE DEI CAMPIONI PER LA SPEDIZIONE

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.

### 2.6.1. 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.

### **2.6.2. 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:

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

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***

### **2.6.3 Spedizione dei campioni**

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 Istituto di ricerca sulle Acque 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.

### **2.7. 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.

### **2.8. INTERVENTI DI MANUTENZIONE E CONTATTI**

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 nell'allegato 1,

qualora questo materiale mancasse o ne fosse richiesta la sostituzione, contattare il laboratorio del centro di coordinamento tecnico e scientifico al seguente indirizzo.

**C.N.R. - Istituto di Ricerca sulle Acque**

**Sede secondaria di Verbania Pallanza**

Largo Tonolli, 50                      28922 Verbania Pallanza

Tel. 0323 518325

Responsabile di Sede secondaria:    Dr. Aldo MARCHETTO            aldo.marchetto@cnr.it

Responsabile di Ricerca:              Dr. Aldo MARCHETTO            aldo.marchetto@cnr.it

**Collaboratori**

Dr. ssa Michela Rogora                      michela.rogora@cnr.it

Gabriele TARTARI                              gabriele.tartari@cnr.it

Paola GIACOMOTTI                            paola.giacomotti@cnr.it

Arianna ORRU'

arianna.orrु@cnr.it

## ALLEGATO 1

# **Materiale necessario per il campionamento delle deposizioni atmosferiche in una area tipo Rete NEC Italia**

### **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.

### **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.

### **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.

### **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.

## **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.

## **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 imbuti.
- 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).

ALLEGATO 2

Schede per l'invio dei campioni edizione 2023

Programma Nazionale Studio Ecosistemi Forestali

Rete NEC Italia



**ARMA DEI CARABINIERI**  
**Comando Unità Forestali Ambientali e Agroalimentari**  
**Comando per la Tutela della Biodiversità e dei Parchi**  
**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:** . . . . .

*IRSA VB* *(compilato dal laboratorio CNR-*

**Campionatori a cielo aperto (bulk)**

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

<i>Raccoglitore</i>			<i>Volume raccolto ml</i>	<i>Condizioni campione (note C)</i>	<i>Osservazioni (note B)</i>
<i>Imbuto</i>	<i>Cilindro</i>	<i>N°</i>			
		<b>B 1</b>			
		<b>B 2</b>			
		<b>B 3</b>			

**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 Ø 14,5 cm    Imbuto Ø 19,5 cm    Cilindro Ø 20 cm

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

*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

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

*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 Unità Forestali Ambientali e Agroalimentari**  
**Comando per la Tutela della Biodiversità e dei Parchi**  
**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):**

						<b>ora</b>	
--	--	--	--	--	--	------------	--

**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

## CONTROLLI DI QUALITÀ

### 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.

## 2. CONTROLLI DI QUALITÀ INTERNI AL LABORATORIO

### 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).

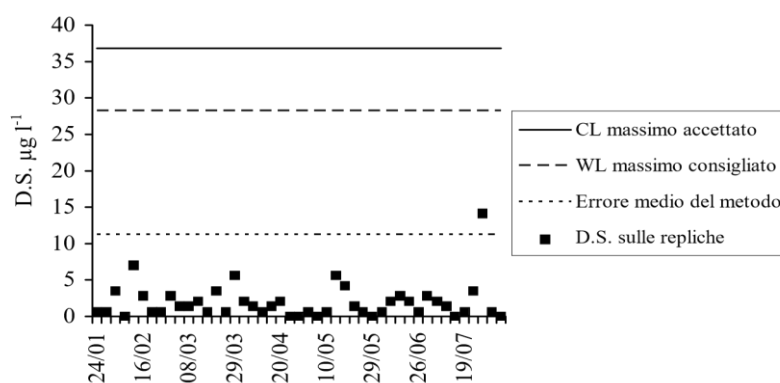
Per ciascun analita devono essere utilizzate carte di controllo per diversi livelli di concentrazioni (almeno due) scelti all'interno del campo di valori più frequentemente misurati. Queste vengono preparate dalle analisi di soluzioni naturali o artificiali stabili per un periodo di tempo dell'ordine 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. 1) e la ripetibilità delle misure nel tempo rispetto alla concentrazione della carta di controllo.

Fig. 1 esempio di carta di controllo



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. <sub>metodo</sub>) 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:

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

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*):

$$CL = 3,267 \times \text{ErrMed}$$

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

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  $\pm 2$  e  $\pm 3$  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  $\pm 3$  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.

## 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 testi 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.

## 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 calibrizioni 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<sup>-1</sup>. 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<sup>-1</sup>; 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<sup>-1</sup>, 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<sup>-1</sup> vanno ovviamente riportate come 0,90 e 2,0 mg l<sup>-1</sup> intendendo che lo zero finale abbia un'indeterminazione associata di  $\pm 1$  D.S.

## 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 particolato 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<sup>-1</sup>, rispetto alla metà della concentrazione ionica globale:

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

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 ( $CE_{\infty}$  in  $\mu\text{S cm}^{-1}$ ), ottenuto dalla somma dei prodotti delle concentrazioni dei singoli ioni ( $C_i$  in meq l<sup>-1</sup>) per le rispettive conducibilità ioniche equivalenti a diluizione infinita ( $\lambda_i$  in  $\text{S cm}^2 \text{eq}^{-1}$ ):

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

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<sup>-1</sup>, può essere calcolata dal pH:

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

Tab. 1. Fattori di trasformazione delle concentrazioni da mg l<sup>-1</sup> a meq l<sup>-1</sup> e valori delle conducibilità equivalenti a diluizione infinita alle temperature di 20 e 25 °C.

	Fattore di trasformazione a meq l <sup>-1</sup>	Conducibilità equivalente a 20°C S cm <sup>2</sup> eq <sup>-1</sup>	Conducibilità equivalente a 25°C S cm <sup>2</sup> eq <sup>-1</sup>
pH	10 <sup>(3-pH)</sup>	315,1	350,0
Ammonio mg N l <sup>-1</sup>	0,07139	67,0	73,5
Calcio mg l <sup>-1</sup>	0,04990	54,3	59,5
Magnesio mg l <sup>-1</sup>	0,08224	48,6	53,1
Sodio mg l <sup>-1</sup>	0,04348	45,9	50,1
Potassio mg l <sup>-1</sup>	0,02528	67,0	73,5
Bicarbonati (alcalinità) meq l <sup>-1</sup>	1	39,4	44,5
Solfati mg SO <sub>4</sub> l <sup>-1</sup>	0,02082	71,2	80,0
Nitrati mg N l <sup>-1</sup>	0,07139	63,6	71,4
Cloruri mg l <sup>-1</sup>	0,02821	68,0	76,4
Fluoruri mg l <sup>-1</sup>	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 ( $CE_{\infty}$ ) sovrastimi sistematicamente la conducibilità misurata. Tale differenza è trascurabile per acque con conducibilità inferiori a 100  $\mu\text{S cm}^{-1}$ , 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:

$$\log f_i = -Az_i^2 \sqrt{I}$$

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

$$\log f_i = -Az_i^2 \frac{\sqrt{I}}{1 + Bs_i \sqrt{I}}$$

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:

$$y = 10^{-0.5 \left( \frac{\sqrt{I}}{1+\sqrt{I}} - 0.31 \right)}$$

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

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:

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

## 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  $20^\circ\text{C}$  per gran parte dei laboratori europei, di  $25^\circ\text{C}$  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 conduttimetro 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

- A.P.H.A., A.W.W.A., W.P.C.F. 1981. *Standard methods for the examination of water and wastewater*. Am. Publ. Health 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.
- Garfield, F.M. 1991. *Quality assurance principles for analytical laboratories*. Association of Official Analytical Chemists. Arlington, USA: 196 pp.
- 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.
- 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.
- Schaug, J. 1988. *Quality assurance plan for EMEP. EMEP/CC - Report 1/88*. Norwegian Institute Air Research, Lillestrom. Norway: 31 pp.



LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA Cap. 12

**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, Riccardo Fornaroli, Paola Giacomotti,  
Simona Musazzi, Arianna Orru', Gabriele Tartari, Silvia Zaupa, Aldo Marchetto

*CNR Istituto di Ricerca sulle Acque, Sede di Verbania*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI



[www.lifemodernec.eu](http://www.lifemodernec.eu)

[info@lifemodernec.eu](mailto:info@lifemodernec.eu)

## 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](http://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 Raddum, 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 invertebrato 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, invertebrate 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 importante 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. Obiettivi**

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.

## 4.2 Analisi

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>

## 5. Diatomee

Le Diatomee sono alghe brune, unicellulari, generalmente delle dimensioni di pochi  $\mu\text{m}$ . 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 epilittiche, ovvero quelle che colonizzano substrati duri naturali o artificiali quali ciottoli e sassi.

### 5.1 Campionamenti

Per ogni corpo idrico si seleziona un tratto che presenti habitat e substrati di campionamento idonei. In ogni lago deve 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)

### **5.2 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).

## 6. 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.

### 6.1 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 riproduzione e sviluppo, nonché di rifugio dai predatori o da condizioni inospitali. 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  $\mu$ m 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.

## **6.2 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 50-100 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.

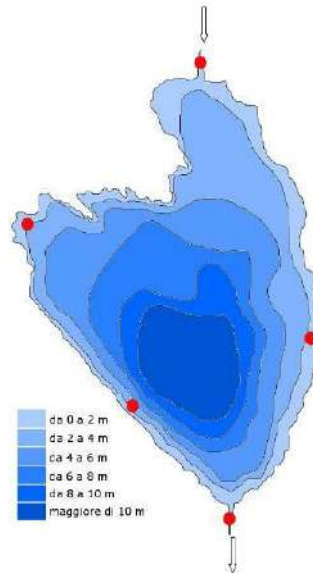


Fig. 4 – Esempio di distribuzione delle stazioni di campionamento in un lago alpino.

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  $\mu$ m, 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 m<sup>2</sup> che si raggiunge raccogliendo 10 sottocampioni ciascuno di area pari a 0,05 m<sup>2</sup>. 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 $\mu$	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 $\mu$ -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>Leptomitus</i> ), solfobatteri (e.g. <i>Beggiatoa</i> , <i>Thiothrix</i> )

### 6.3 Trattamento dei campioni

#### *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 delle 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 Achnantheaceae. 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*. *Frustulia*. 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. Massaferrero & 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.13827>
- 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**

<b>SCHEDA DI CAMPIONAMENTO</b>
--------------------------------

**Data di campionamento (giorno, mese, anno, ora):**

						<b>ora</b>	
--	--	--	--	--	--	------------	--

**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*

<b>Variabile</b>	<b>Metodo</b>	<b>Unità</b>	<b>LOD</b>	<b>Bibliografia</b>
<b><u>pH</u></b>	Potenziometrico			APHA AWWA WEF, 2012
<b><u>Conducibilità</u></b>	Conduttometrico	$\mu\text{S cm}^{-1}$	0.5	APHA AWWA WEF, 2012
<b><u>Alcalinità</u></b>	Potenziometrico (Gran o 2 punti finali)	$\text{meq L}^{-1}$	0.001	Gran 1952; Neal 2001
<b><u>N-NO<sub>3</sub></u></b>	Cromatografia ionica	$\text{mg N L}^{-1}$	0.011	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<b><u>N-NH<sub>4</sub></u></b>	Spettrofotometria	$\mu\text{g N L}^{-1}$	5	Fresenius et al., 1988
<b><u>N totale</u></b>	Spettrofotometria	$\text{mg N L}^{-1}$	0.06	Valderrama, 1981; APAT IRSA-CNR, 2003
<b><u>P totale</u></b>	Spettrofotometria	$\mu\text{g P L}^{-1}$	4	Valderrama, 1981; APAT IRSA-CNR, 2003
P-PO <sub>4</sub>	Spettrofotometria	$\mu\text{g P L}^{-1}$	2	Valderrama, 1981
Silicati	Spettrofotometria	$\text{mg Si L}^{-1}$	0.02	Golterman et al., 1978; APAT IRSA-CNR, 2003
<b><u>TOC</u></b>	High temperature catalytic oxidation - HTCO	$\text{mg C L}^{-1}$	0.05	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<b><u>SO<sub>4</sub></u></b>	Cromatografia ionica	$\text{mg L}^{-1}$	0.05	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<b><u>Cl</u></b>	Cromatografia ionica	$\text{mg L}^{-1}$	0.02	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<b><u>Ca</u></b>	Cromatografia ionica	$\text{mg L}^{-1}$	0.02	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<b><u>Mg</u></b>	Cromatografia ionica	$\text{mg L}^{-1}$	0.01	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<b><u>Na</u></b>	Cromatografia ionica	$\text{mg L}^{-1}$	0.01	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
<b><u>K</u></b>	Cromatografia ionica	$\text{mg L}^{-1}$	0.02	APHA AWWA WEF, 2012; APAT IRSA-CNR, 2003
Metalli in tracce <b><u>(Al, Fe, Mn, Cd, Pb, Cu, Ni, Zn)</u></b>	ICP-MS o OES	$\mu\text{g L}^{-1}$		ISO 11885, 1996; APAT IRSA-CNR, 2003



LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA

Cap. 13

### **Procedure per il campionamento della soluzione circolante del suolo**

*Procedures for sampling the circulating soil solution*

*Università degli Studi di Firenze (DST)*

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI





## INDICE

1. INTRODUZIONE
2. SCOPI E APPLICAZIONE
3. LOCALIZZAZIONE DEI CAMPIONATORI
  - I. TECNICHE DI CAMPIONAMENTO
  - II. DISEGNO DEL CAMPIONAMENTO ALLA SCALA DEL PLOT
    - i. Posizione dei campionatori
    - ii. Profondità di campionamento
    - iii. Posizionamento e numero delle repliche
  - III. EQUIPAGGIAMENTO E INSTALLAZIONE
    - i. Lisimetri a tensione
    - ii. Lisimetri a gravità
    - iii. Installazione
4. CAMPIONAMENTO
  - I. Frequenza di campionamento
  - II. Misura del volume della soluzione
  - III. Gestione del campione

## 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.

## 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.

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

ICP-Forests Manual, Part XI, soil solution collection and analysis: <http://icp-forests.net/page/icp-forests-manual>

## LOCALIZZAZIONE DEI CAMPIONATORI

### 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 effettuata dai due tipi di lisimetri non è comparabile, per cui essi vengono adibiti a scopi ben differenziati.

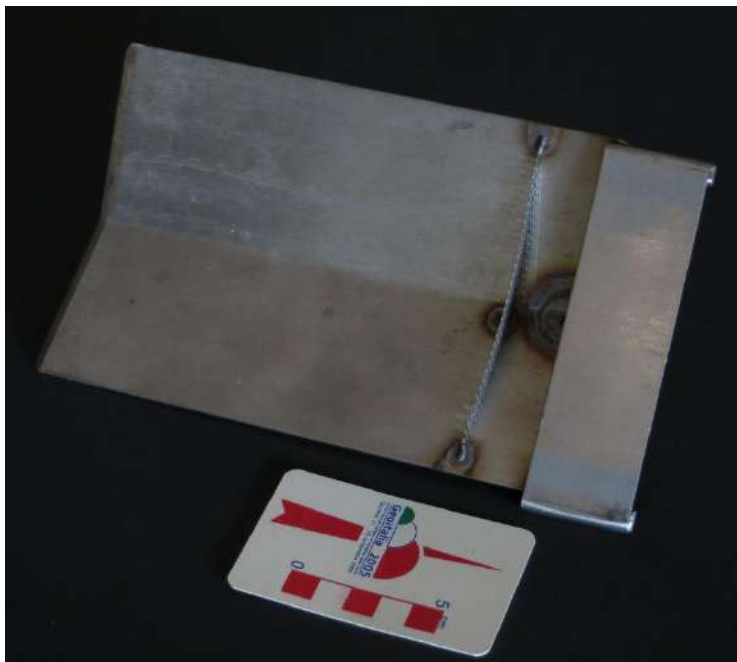
Nella rete di monitoraggio italiana, i lisimetri a gravità, cioè che raccolgono acqua gravitazionale, vengono impiegati esclusivamente per raccogliere campioni di soluzione all'uscita dagli orizzonti organici superficiali (talvolta indicati, impropriamente, come 'humus forestale' o 'lettiera'; questi 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.

a)



b)



c)

Foto n° x; a): lisimetro a gravità montato, il raccordo portagomma è visibile in basso a destra; b) lisimetro a gravità con la copertura parzialmente rimossa; c) lisimetro a gravità senza copertura, in evidenza la rete di filtraggio e il foro di raccolta della soluzione

## 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.

### 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, a causa delle condizioni climatiche per cui orizzonti così profondi sono spesso troppo asciutti per il campionamento.

### 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, ma il numero di cinque 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 campionario è in grado di agire con la propria tensione sulla soluzione di un campionario 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.

## EQUIPAGGIAMENTO E INSTALLAZIONE

### 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. 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, 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.

### Lisimetri a gravità

Per i lisimetri a gravità, non esistono produzioni commerciali; la rete italiana fa uso di prodotti artigianali realizzati su campioni forniti dagli enti responsabili. I lisimetri a gravità sono costruiti interamente in acciaio inox; l'elemento principale (vedi foto) è costituito da una piastra sagomata a V aperto. Un'estremità della piastra presenta angoli arrotondati e leggermente affilati per agevolare l'installazione, l'altra estremità è chiusa. Uno spazio prossimo a questa seconda estremità è separato da una rete, destinata a trattenere materiali solidi e fauna del suolo, e reca un foro di scarico verticale, con portagomma; questa parte è coperta da un inserto a scorrimento.

Per l'installazione del lisimetro a gravità richiede la presenza di un pedologo qualificato, in quanto è necessario individuare il limite tra orizzonti organici e minerali. Il lisimetro a gravità viene installato sulla faccia a monte di una piccola buca, o trincea se i lisimetri sono inseriti in serie, che deve avere una profondità di circa 40 cm per permettere il deflusso e la raccolta della soluzione campionata. Il foro di drenaggio del lisimetro è connesso ad una bottiglia di raccolta in plastica da laboratorio, di 2 l capacità, con tappo in gomma a due vie per poter installare uno scarico di 'troppo pieno'. La buca di raccolta deve essere protetta, tipicamente con un riquadro di 'ondulina' in materiali sintetici, ancorato con pesi al suolo. Data la grande vicinanza dei campionatori alla superficie, il lato a monte deve essere segnalato, in modo da evitare il calpestamento.

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.

## CAMPIONAMENTO

### FREQUENZA DEL 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. 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.

### 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, 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.



LIFE20 GIE/IT/000091  
Realizzato con il contributo dello  
strumento finanziario LIFE dell'EU



# Life MODERn(NEC)

2023

## MANUALE DI CAMPAGNA

### Cap. 14

#### **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*

<sup>1</sup>Petralia E., <sup>2</sup>Cocciufa C., <sup>2</sup>Papitto G., <sup>3</sup>Piersanti A.

<sup>1</sup> ENEA – Agenzia Nazionale per le Nuove tecnologie, l’Energia e lo Sviluppo economico sostenibile, Laboratorio  
Inquinamento Atmosferico. Via Martiri di Monte Sole, 4 – Bologna

<sup>2</sup> Comando Unità Forestali, Ambientali e Agroalimentari dell’Arma dei Carabinieri – SM - Ufficio Progetti, Convenzioni,  
Educazione Ambientale. Via G. Carducci, 5 – Roma

BENEFICIARIO COORDINATORE



BENEFICIARI ASSOCIATI





## SOMMARIO

<b>1. INTRODUZIONE</b>	<b>pag. 4</b>
<b>2. OBIETTIVI</b>	<b>pag. 4</b>
<b>3. STRUMENTI</b>	<b>pag. 4</b>
<b>4. CAMPIONAMENTO DEL PM<sub>10</sub> E PM<sub>2.5</sub></b>	<b>pag. 5</b>
a. CAMPIONATORE FAI HYDRA-DUAL CHANNEL	pag. 5
b. PROGRAMMAZIONE DEL CAMPIONAMENTO	pag. 5
c. IMPOSTAZIONE DEL PROGRAMMA DI CAMPIONAMENTO	pag. 7
d. CAMBIO CARICATORE CON FILTRI NUOVI E RECUPERO SCARICATORE FILTRI CAMPIONATI	pag. 11
e. ARRESTO FORZATO DEL CAMPIONAMENTO	pag. 12
f. CONSERVAZIONE E TRASPORTO DEI CAMPIONI	pag. 14
<b>5. CAMPIONAMENTO DEGLI OSSIDI DI AZOTO, DEI PARAMETRI METEO E DELLE FOTO PANORAMICHE</b>	<b>pag. 14</b>

## **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, invece, 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 FAI HYDRA dual channel, per il campionamento del particolato ( $PM_{2,5}$ ,  $PM_{10}$ )
- 1 analizzatore di gas THERMO 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<sub>10</sub> E PM<sub>2,5</sub>**

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 (122 campionamenti/anno). Sono impiegate quattro linee di campionamento per il particolato: una linea per la determinazione della concentrazione in massa del particolato PM<sub>10</sub> e tre linee di campionamento per la frazione PM<sub>2,5</sub> (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 ). 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 indicano un malfunzionamento.

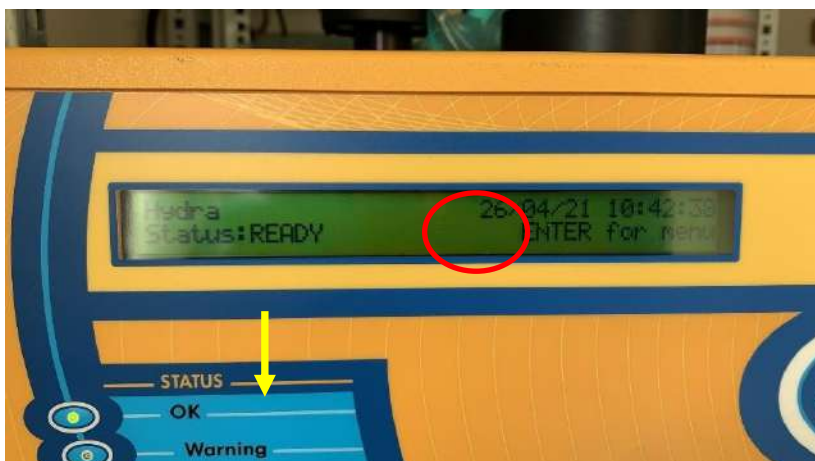


Figura 1 - Dettaglio dello schermo a cristalli liquidi del campionatore FAI pronto per il settaggio delle impostazioni di campionamento. Lo strumento in attesa di essere programmato ha come indicazione di stato la scritta READY e riporta la scritta ENTER for menu ad indicare che la diagnostica dello strumento non ha riscontrato problemi che possano impedirne un corretto funzionamento. Questo è evidenziato anche dalla spia verde (freccia gialla) accesa di fianco alla scritta "O" 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 ) 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 ) 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 ) 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 (Fig. 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 dello campionamento programmato.

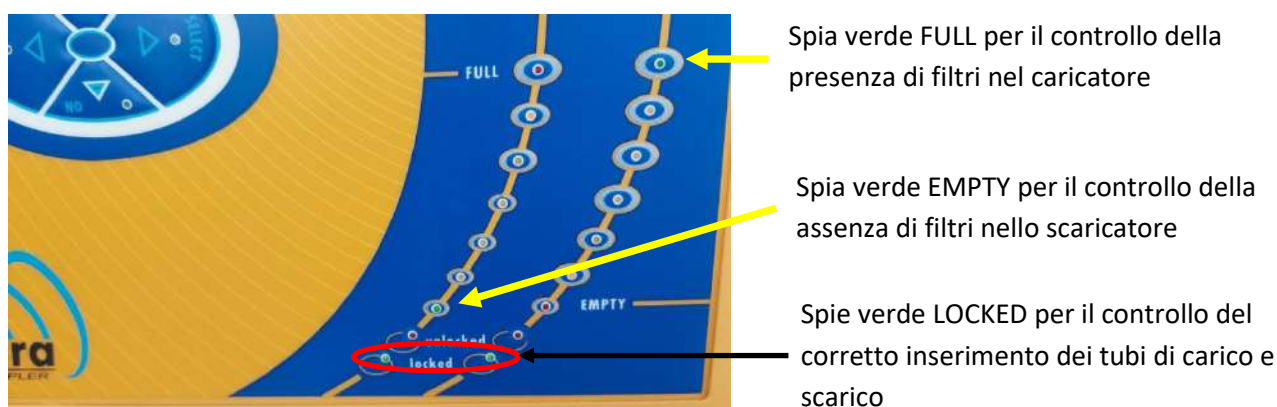
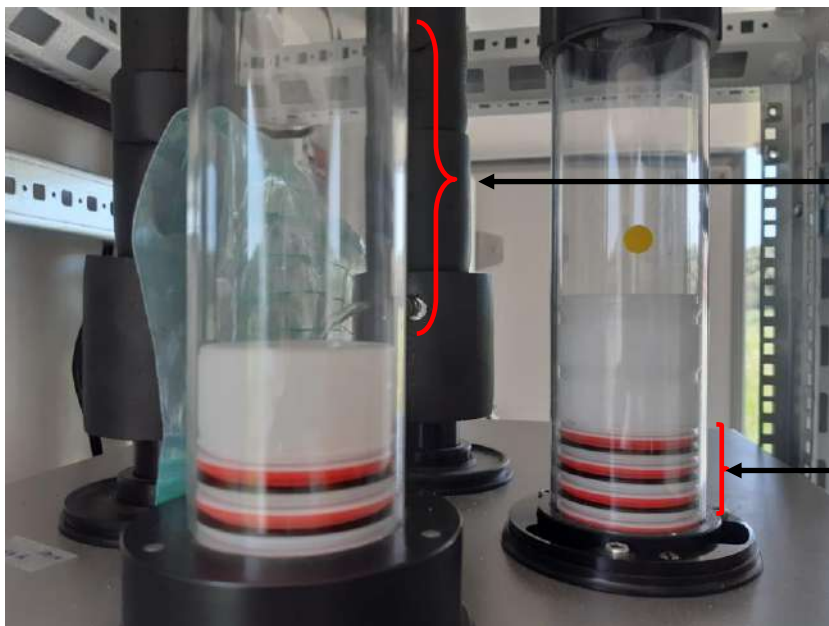


Figura 2 - Spie di verifica dello stato di funzionamento del tubo di carico e di scarico.



Presenza di spazio utile all'interno del tubo di scarico per l'alloggiamento dei filtri al termine della procedura di campionamento

Presenza di filtri all'interno del caricatore utili alle procedure di campionamento

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 (si veda Figura ) premere il tasto ENTER (Figura ) 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) (vedi Fig. 4) la voce Line A&B, quindi premere ENTER: in questo modo lo strumento camperà con entrambe le linee in parallelo permettendo di raccogliere una coppia di filtri ogni occasione di campionamento.



Tasto ESC per annullare le opzioni dal menu.

Tasto ENTER per selezionare le opzioni dal menu.

Tasti freccia per selezionare le voci del menu.

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 una durata simile 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 scritte 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 inserite 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 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 (Fig. 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 1 9).

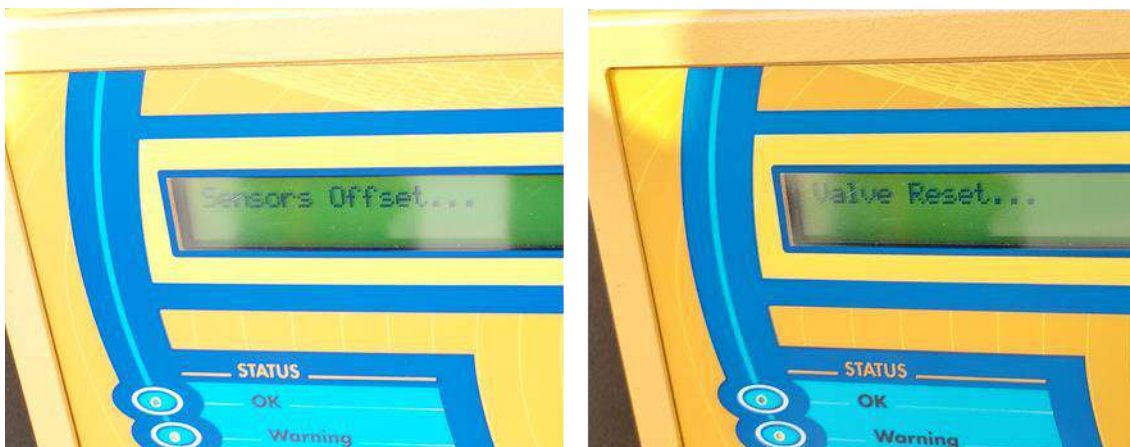


Figura 1 Indicazione delle reset delle impostazioni dei sensori e delle valvole del campionatore FAI Hydra dopo salvataggio dei parametri del ciclo di campionamento.

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



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 2)



Figura 2 - 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:

- 1) Assicurarsi che nel tubo di carico non siano presenti filtri ancora da campionare;
- 2) Afferrare il tubo e ruotarlo in senso antiorario fino a liberarlo da suo alloggiamento;
- 3) Sollevare verso l'alto e rimuovere il tubo vuoto;
- 4) Prendere il tubo di carico con i nuovi filtri ed inserirlo nell'alloggiamento appena liberato;
- 5) 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 (Fig. 2) deve essere verde).

Per il tubo di scarico:

- 1) Afferrare il tubo di scarico, ruotarlo in senso antiorario e rimuoverlo dal suo alloggiamento;
- 2) 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;
- 3) 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 (Fig. 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 (Fig. 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 (Fig. 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 (Fig. 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 AZOTO, DEI PARAMETRI METEO E DELLE FOTO PANORAMICHE**

L’analizzatore di gas misura la concentrazione in atmosfera di ossidi di azoto, (NO, NO<sub>2</sub> e NO<sub>x</sub>), 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.