

UNIVERSITÀ DEGLI STUDI DI PADOVA

Dipartimento Territorio e Sistemi Agroforestali

Dipartimento di Agronomia Animali Alimenti Risorse Naturali e  
Ambiente

Corso di Laurea Magistrale in Scienze Forestali e Ambientali

Dinamica di vegetazione in praterie semi-naturali:  
ruolo del disturbo del suolo e della fitofagia  
lungo un gradiente altitudinale

Relatore

Prof. *Lorenzo Marini*

Laureanda

*Vittoria De Marchi*

Matricola n° 1162742

Anno Accademico 2018-2019



## Sommario

<b>Riassunto</b> .....	5
<b>Abstract</b> .....	7
<b>1. Introduzione</b> .....	9
1.1 Andamento di specie native ed esotiche lungo il gradiente altitudinale.....	11
1.2 Effetti del disturbo del suolo sulla comunità vegetale .....	13
1.3 Effetti della fitofagia sulla comunità vegetale .....	16
1.3.1 Effetti su specie native ed esotiche .....	16
1.3.2 Effetti sui gruppi funzionali .....	20
1.4 Obiettivi.....	21
<b>2. Materiali e metodi</b> .....	23
2.1 Localizzazione del sito di studio .....	23
2.2 Disegno sperimentale .....	26
2.3 Analisi della comunità erbacea.....	31
2.4 Comunità di fitofagi .....	33
2.5 Analisi statistiche.....	33
<b>3. Risultati</b> .....	35
3.1 Rilievo floristico .....	35
3.2 Andamento della temperatura .....	37
3.3 Ruolo del disturbo del suolo e della quota.....	37
3.4 Ruolo della fitofagia sulla biomassa .....	40
3.5 Ruolo della fitofagia sul tasso di crescita.....	42
<b>4. Discussione</b> .....	47
4.1 Il disturbo del suolo e la quota.....	47
4.2 La fitofagia e la biomassa.....	49
4.3 La fitofagia e il tasso di crescita.....	49
<b>5. Conclusioni</b> .....	53
5.1 Implicazioni per la gestione .....	54
<b>Bibliografia</b> .....	57
<b>Allegati</b> .....	65
Rilievo floristico finale .....	65



## Riassunto

Le praterie semi-naturali rappresentano habitat chiave per la conservazione della biodiversità e per i servizi ecosistemici ad essa collegati. Questi ecosistemi sono però vulnerabili e sottoposti a diversi fattori che ne possono compromettere la conservazione. I principali driver che influenzano le dinamiche di questa vegetazione sono: il disturbo del suolo, il clima e le interazioni biotiche con organismi antagonisti. Negli ultimi anni, il cambiamento globale ha, inoltre, contribuito ad aumentare la frequenza di invasione di specie vegetali esotiche.

Lo scopo di questa tesi è quello di analizzare come le specie vegetali, native ed esotiche, vengono influenzate dal disturbo e dalla fitofagia lungo un gradiente altitudinale nelle Alpi friulane.

L'esperimento si è svolto nell'area centro – orientale del Friuli-Venezia Giulia, in provincia di Udine, tra maggio e agosto 2019. Sono stati disturbati 15 siti (tre per ogni fascia altitudinale). All'interno di ogni sito sono stati individuati quattro plot di 4 m<sup>2</sup>, suddivisi ulteriormente in quattro sub-plot di 1 m<sup>2</sup> ciascuno. Metà dei sub-plot sono stati coperti con una gabbia anti-insetto al fine contrastare l'effetto della fitofagia. Durante tutto il periodo, ad ogni controllo, si sono scattate delle foto di ogni sub-plot per poter monitorare la crescita delle singole specie. Infine, a fine rilievi, si è tagliata la biomassa e la si è essiccata per misurarne il peso secco.

L'analisi ha evidenziato una generale diminuzione della ricchezza in specie native, mentre le specie esotiche sono state favorite dal disturbo. Con l'aumento della quota, invece, si è osservato un trend crescente per le specie native, mentre uno decrescente per le piante esotiche.

La presenza di insetti ha causato un calo significativo della biomassa (- c.a. 22%) e una riduzione del tasso di crescita delle specie native rispetto a quello delle specie esotiche. A prescindere dallo status delle specie, la fitofagia ha ridotto il tasso di crescita delle graminacee e delle dicotiledoni, fatta eccezione per le fabacee.

I risultati ottenuti in questa tesi indicano che il disturbo è il principale driver per il successo dell'insediamento. Una volta insediata, il successivo sviluppo e diffusione della specie, sono mediati da altri fattori, come le condizioni

ecologiche presenti nell'area disturbata o la fitofagia. Le specie aliene, spesso, hanno una maggiore fitness delle native perché, non essendosi co-evolute con la comunità di insetti presente, non vengono riconosciute come alimento, o presentano difese che i fitofagi nativi non riescono a superare. Questa serie di fattori consente alle specie esotiche di resistere maggiormente ai fitofagi e di diffondersi con maggiore facilità fino a diventare invasive.

## **Abstract**

The main drivers influencing the establishment and growth of plant communities are soil disturbance, climate and herbivory. Climate change has a further important influence on the frequency and magnitude of invasions of exotic species in mountain areas.

The aim of this thesis is to analyse how native and exotic species are affected by these drivers. We developed the analyses along an altitudinal gradient as a proxy for a temperature gradient.

The altitudinal gradient was chosen based on the invasion range of exotic species in the alpine environments. The area of the experiment is central - east of Friuli-Venezia Giulia, in the province of Udine. The work started in May and finished in August 2019. We choose 15 sites (three for each altitude band) along the gradient. Each site was split in four plots of 4 m<sup>2</sup>, and each plot was subdivided into four sub-plots of 1 m<sup>2</sup>. Half of the sub-plots were covered with a cage to exclude the insects to compare different situations. During the whole period, we take photos of each subplot to monitor the growth over time. Finally, at the end of the survey, we cut the biomass and we dried it to measure the dry weight.

The analysis showed a general decrease in species richness after disturbance. If we consider native and exotic species, the situation is slightly different: native species show a decrease in richness, while neophyte species richness increases. Considering the altitudinal gradient, we observed a positive trend for native species and a negative trend for the neophytes.

We also showed that the presence of herbivore insects causes a significant drop in biomass (about 22%) and a reduction in growth rate of native species while exotic species benefited from herbivore activity. As exotic and native species belong to phylogenetically related families or genera, herbivory may affect the growth rate of species differently, irrespective of their status. We found that herbivory decreased the growth rate of grasses and dicotyledons, while Fabaceae benefited from the herbivores.

The results obtained in this thesis indicate soil disturbance was a key driver for the success of the establishment of species. However, the growth and spread of the species were also driven by other factors, such as the environmental

conditions present in the disturbance or the herbivory. Alien species often have better fitness as they are not co-evolved with the community of native herbivores. These factors make exotic species more resistant to herbivory, so they can spread easily and become invasive.



# 1. Introduzione

Fin dal Neolitico le praterie semi-naturali sono state create e mantenute dall'uomo attraverso le pratiche agricole tradizionali, quali pascolamento e falciatura per la produzione di fieno (Poschlod et al., 2009).

Questi ambienti sono particolarmente importanti dal punto di vista della biodiversità perché contengono al loro interno il maggior numero di piante e specie nei paesaggi europei (Poschlod et al., 2009; Wilson et al., 2012; Wolkingner and Plank, 1981). Le praterie alpine sono particolarmente ricche in biodiversità in parte a causa delle diverse condizioni microclimatiche che si riscontrano su brevi distanze (Korner, 2002), in parte perché in montagna si pratica ancora agricoltura estensiva (Peter et al., 2009). Inoltre, le specie presenti nelle praterie semi-naturali sono spesso co-evolute con l'habitat stesso, perciò il mantenimento e la gestione di queste aree è importante per la conservazione della biodiversità (Tälle et al., 2018).

A partire dal XX secolo, la modernizzazione, lo spopolamento delle aree montane, l'intensificazione dell'agricoltura e i cambiamenti d'uso del suolo hanno condotto a un generale declino delle praterie magre semi-naturali europee (Smart et al., 2005; Tamis et al., 2005), determinando una grande perdita di biodiversità (Tscharntke et al., 2005). Questo declino è causato da diversi fattori: l'abbandono, la conversione di praterie in aree coltivate oppure l'avanzamento della superficie forestale, piantata o di successione naturale (Wahlman and Milberg, 2002).

Altre cause che possono contribuire alla perdita di biodiversità sono i cambiamenti climatici, in tutti i loro aspetti (Bellard et al., 2012). Secondo l'*UNFCCC*, (1992) i cambiamenti climatici sono i cambiamenti del clima, attribuibili direttamente o indirettamente all'attività umana, che alterano la composizione globale dell'atmosfera e che si sommano alla naturale variabilità climatica osservata su intervalli temporali comparabili.

Il degrado delle praterie magre semi-naturali è anche causato dai cambiamenti climatici, in particolare dal riscaldamento globale, dalla frammentazione e perdita di habitat (De Chazal and Rounsevell, 2009; Fahrig, 2003). Ad esempio, alcune specie che si trovano all'interno di habitat frammentati non sono in grado di migrare in zone con condizioni più favorevoli perché la loro capacità di

dispersione non è sufficiente ad attraversare le barriere presenti tra aree naturali vicine (Kappelle et al., 1999).

I cambiamenti climatici, inoltre, possono aumentare il rischio di invasioni di nuove specie vegetali negli ambienti più freddi (Pauchard et al., 2009).

In conclusione, la biodiversità montana è influenzata da tre principali fattori: i cambiamenti climatici, l'eutrofizzazione e l'invasione di specie esotiche (Haider et al., 2018) (Figura 1).

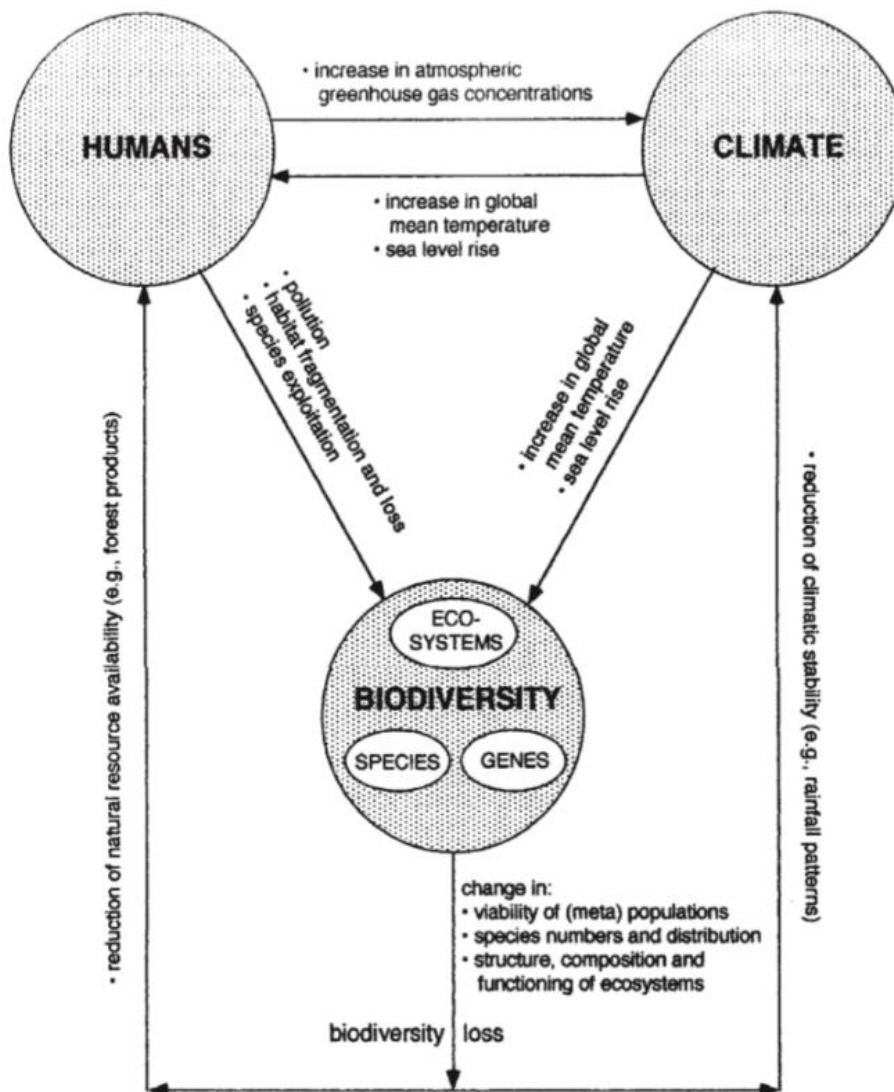


Figura 1: Relazioni tra attività antropiche clima e biodiversità (Kappelle et al., 1999).

In modo da comprendere meglio la terminologia utilizzata nella presente tesi riguardo alla provenienza delle specie vegetali si riporta il significato del lessico utilizzato secondo i criteri indicati da *Pyšek, (1995)* e *Celesti-Grapow et al., (2010)*. Secondo questi studi le specie vegetali vengono suddivise in:

- **Specie autoctone**, o specie native: sono specie originate ed evolute naturalmente in una determinata area.
- **Specie alloctone**, o specie introdotte, non native, esotiche e xenofite: sono specie introdotte volontariamente o accidentalmente dall'uomo al di fuori del loro ambito di dispersione naturale.
- **Specie naturalizzate**: sono specie alloctone che formano popolamenti stabili indipendenti dall'apporto di nuovi propaguli da parte dell'uomo.
- **Specie invasive**: sono specie naturalizzate in grado di diffondersi velocemente, a grandi distanze dalle fonti di propaguli originali. Sono specie che hanno una potenzialità di diffusione su vaste aree.
- **Specie archeofite**: sono specie vegetali alloctone introdotte prima del 1492, convenzionalmente approssimata al 1500, oggi non più considerate specie aliene.
- **Specie neofite**: sono specie vegetali alloctone introdotte dopo il 1492, convenzionalmente approssimata al 1500.

## **1.1 Andamento di specie native ed esotiche lungo il gradiente altitudinale**

L'introduzione di specie esotiche può avere sia effetti positivi che negativi sulle comunità di piante: positivi perché riduce il rischio di estinzione della specie che migra, negativi perché si possono creare nuove interazioni, non sempre vantaggiose, nelle comunità invase (Pauchard et al., 2016). Gli ambienti freddi di alta quota, fino ad ora, si sono dimostrati più resistenti e hanno avuto meno invasioni rispetto agli ambienti caldi a causa dei fattori limitanti presenti (basse temperature e isolamento), ma l'aumento delle connessioni globali sta intensificando l'invasione di specie già adattate a questi tipi di ambienti (Pauchard et al., 2016).

Numerosi studi dimostrano che le specie, in relazione al loro status (native o esotiche), si sviluppano in maniera diversa in relazione alla variazione di

temperatura. La ricchezza di specie native presenta un andamento a campana, con la massima abbondanza a quote medie (Austrheim, 2002; Dainese and Poldini, 2012; Haider et al., 2018); diversamente, nei sistemi montani temperati, la ricchezza di specie alloctone diminuisce con l'aumentare della quota (Becker et al., 2005; McDougall et al., 2005; Pauchard and Alaback, 2004).

*Marini et al., (2012)* mostrano in che modo la ricchezza di specie varia lungo il gradiente altitudinale separatamente per specie native ed esotiche.

Conoscere l'andamento delle specie esotiche è importante perché, nonostante la maggior parte di esse non abbiano una grande densità negli ecosistemi montani, alcune volte influenzano in maniera importante la normale biodiversità e le funzioni dell'ecosistema stesso (Pauchard et al., 2009).

La presenza di specie esotiche non è solamente influenzata dalla quota, ma anche dalla vicinanza che i siti hanno dal disturbo antropico: ad esempio *Haider et al., (2018)* hanno visto che, in prossimità delle strade, la presenza di specie esotiche è maggiore. La diminuzione lungo il gradiente altitudinale della ricchezza in specie delle piante alloctone è legata, non solo alla diminuzione della temperatura (Marini et al., 2009), ma anche al minor utilizzo antropico del suolo (Seipel et al., 2012).

Un altro motivo per cui si osserva la diminuzione della ricchezza in specie delle piante esotiche lungo il gradiente altitudinale è legato al fatto che le specie vengono introdotte principalmente negli habitat disturbati di bassa quota, da qui l'espansione si sposterà verso quote maggiori e il loro successo di insediamento dipenderà dalle condizioni climatiche locali (Alexander et al., 2011).

Secondo *Pauchard et al., (2009)* i principali fattori che influenzano l'invasione di una specie alloctona negli ecosistemi montani sono quattro:

- **Il pre-adattamento di una specie esotica alle condizioni abiotiche** (Daehler, 2003). Questo fattore è importante per determinare il grado di dispersione di una specie: ad esempio, piante stress-tolleranti avranno una buona resistenza all'invasione, ma una scarsa attitudine ad invadere nuove aree (Pauchard et al., 2009);
- **Il disturbo, sia naturale che antropico** (Davis et al., 2000). Particolare importanza va posta al disturbo di origine antropica, perché spesso correlato ad alti livelli di nutrienti e ad alte pressioni di propaguli di specie

esotiche causate dal trasporto e dal commercio. In ambienti montani questo tipo di disturbo può essere particolarmente problematico a causa della lenta crescita e dei lunghi cicli di vita delle piante native (Pauchard et al., 2009);

- **La bassa resistenza biotica delle comunità native** (Levine et al., 2004). La facilitazione tra le popolazioni native, fenomeno molto frequente ad alte quote, può aumentare il rischio di invasione. Tuttavia la resistenza biotica e la facilitazione agiscono a piccola scala (interazione pianta - pianta), per cui un fattore importante per l'invasione rimane il disturbo antropico (Pauchard et al., 2009);
- **L'alta pressione di propaguli** (Colautti et al., 2006). In montagna il numero dei propaguli è dovuto alla rete stradale e al numero di visitatori che annualmente transitano nell'area, per cui la maggiore diversità delle specie non native si trova lungo le strade piuttosto che negli habitat adiacenti (Pauchard and Alaback, 2004). Il maggior uso delle zone di montagna e il sempre minor isolamento ha fatto sì che specie esotiche si espandessero a scala locale (tra bordi strada e habitat adiacenti), regionale (tra città e aree naturali) e globale (tra diverse aree montane) (Pauchard et al., 2009).

## **1.2 Effetti del disturbo del suolo sulla comunità vegetale**

Il principale driver che determina il successo per l'insediamento di specie native ed esotiche lungo un gradiente altitudinale è il disturbo del suolo (Jauni et al., 2015; Lembrechts et al., 2016; Müller et al., 2016). Vengono considerati "disturbi del suolo": il fuoco, la rimozione di piante con falciatura o erbicidi, il pascolo, il disturbo del suolo (ad esempio il compattamento, la lavorazione del terreno o la zappatura), l'aggiunta di nutrienti e il disturbo antropico che causa la perdita o la frammentazione degli habitat (ad esempio costruzioni di nuove strade, l'intensificazione dell'agricoltura) (Jauni et al., 2015).

Il disturbo antropico, aumentando la frammentazione di habitat, genera condizioni ecologiche favorevoli all'invasione di nuove piante (Jauni et al., 2015). La ricchezza in specie diminuisce in modo lineare con l'aumento della copertura artificiale, infatti l'urbanizzazione, insieme all'intensificazione e alla

specializzazione dei sistemi agricoli, è una delle minacce più importanti per la biodiversità montana (Dainese and Poldini, 2012).

Nei paesi temperati europei, i cambiamenti nell'utilizzo del suolo, associati all'urbanizzazione e all'intensificazione agricola, hanno portato ad una trasformazione strutturale del paesaggio rurale (Dainese and Poldini, 2012). Questi cambiamenti della qualità degli habitat locali e della struttura del paesaggio minacciano la sopravvivenza di specie vegetali e animali strettamente evoluti all'interno di habitat semi-naturali (Tscharntke et al., 2005). Come nel caso della quota, le specie autoctone e alloctone rispondono in maniera diversa al disturbo del suolo. La diversità e l'abbondanza di specie native non varia in maniera significativa tra siti disturbati o non, al contrario, la diversità e l'abbondanza delle specie esotiche aumenta con il disturbo (Jauni et al., 2015).

*Keane and Crawley, (2002)* hanno proposto due ipotesi per spiegare perché le specie esotiche sono più competitive e invasive rispetto alle specie native. In primo luogo, il disturbo antropico alle comunità native può ridurre l'adattamento delle specie native all'ambiente attuale, rendendole meno competitive rispetto alle specie esotiche (ad esempio tramite l'arricchimento dei nutrienti, il pascolo eccessivo di bestiame domestico, la diminuzione del flusso d'acqua, i cambiamenti climatici...). In secondo luogo, le specie esotiche invasive potrebbero avere una maggiore capacità competitiva intrinseca rispetto alle specie autoctone come risultato di diverse storie evolutive (ad esempio, un più rapido assorbimento delle risorse limitanti, la capacità di mantenere monoculture dense, alti livelli di allelopatia...).

La dispersione di seme legata al commercio globale e il disturbo degli habitat giocano un ruolo fondamentale nell'espansione più rapida di specie non native (Dainese et al., 2017). La successiva presenza di una specie all'interno di un ecosistema, invece, è influenzata dalle condizioni che si instaurano dopo il disturbo (Hulme, 2014). Ad esempio, il bordo strada (ambiente con elevato disturbo antropico) è una delle aree in cui è presente la maggior concentrazione di specie esotiche (Haider et al., 2018). L'habitat che si crea vicino alle strade, dunque, funge da punto di partenza per la colonizzazione delle specie native ed esotiche (Dainese et al., 2017).

Aumentando la distanza dalla strada, il disturbo diminuisce e le comunità sono progressivamente composte da meno specie esotiche e più specie native (Sandoya et al., 2017). Questo andamento può avere diverse spiegazioni: per esempio, potrebbe essere causato o dalle diverse condizioni lungo strada, o dal fatto che le comunità lontane dalla strada sono più resistenti, o ancora, dal fatto che lungo strada si piantano semi e propaguli di piante volontariamente (Seipel et al., 2012).

Non tutti gli habitat vengono invasi allo stesso modo: alcuni possono essere più o meno resistenti e/o resilienti. Questo può dipendere da fattori che influenzano la disponibilità delle risorse come il tipo (Seipel et al., 2018), la magnitudine e la frequenza del disturbo (Davis et al., 2000), dalla facilitazione o competizione presente e dalla resistenza della comunità di piante native (McDougall et al., 2018). Ad esempio: il fuoco o lo scavo da parte degli animali selvatici (Figura 2) causano la degradazione del suolo e generano lo spazio per l'insediamento per seme di specie non native (McDougall et al., 2018); il pascolamento e il disturbo antropico fanno aumentare sia la diversità che l'abbondanza di specie esotiche (Jauni et al., 2015); lo sfalcimento non provoca alcun effetto sulle comunità vegetale (Jauni et al., 2015).



*Figura 2: Esempio di scavo da cinghiale sul monte Matajur.*

Dimensione, età delle città e copertura del suolo sono stati identificati come fattori antropici che, per primi, influenzano la perdita di biodiversità (Aronson et al., 2014). *Marini et al.*, (2012) hanno trovato una relazione tra l'aumento della demografia e l'abbondanza di specie vegetali: la relazione con specie esotiche è positiva, mentre quella con le specie native è neutrale o negativa, ad eccezione delle specie terofite, le quali risultano favorite dalla presenza di disturbo antropico (McIntyre et al., 1995). Il disturbo, danneggiando le piante presenti all'interno dell'habitat disturbato, aumenta la quantità di risorse disponibili (Davis et al., 2000) e crea opportunità di invasione per nuove specie (Jauni et al., 2015). Un tale aumento delle risorse è destinato a favorire maggiormente le piante aliene a causa della loro elevata efficienza nell'uso delle risorse (Funk and Vitousek, 2007).

### **1.3 Effetti della fitofagia sulla comunità vegetale**

#### **1.3.1 Effetti su specie native ed esotiche**

L'invasione di una comunità vegetale può essere mediata da processi biotici, come la predazione, la competizione, la fitofagia e l'erbivoria, e da processi abiotici come le alte temperature o la salinità (Levine et al., 2004). La resistenza biotica viene intesa come la riduzione del successo dell'invasione causata dalla comunità nativa di un determinato habitat (Levine et al., 2004). La concorrenza delle piante native è comunemente considerata una misura che regola il successo dell'invasione (Levine, 2000), tuttavia, la resistenza biotica può derivare da qualsiasi effetto delle specie native sugli invasori, inclusi predazione, fitofagia, erbivoria e patogeni (Levine et al., 2004).

Affinché la resistenza biotica possa fungere da barriera all'invasione, essa deve impedire l'insediamento di nuove specie diminuendo i tassi di crescita degli invasori a valori negativi. Se, in alternativa, la resistenza biotica riduce semplicemente l'insediamento e le prestazioni delle singole popolazioni, gli invasori si stabiliscono con successo, ma le interazioni ecologiche successive regoleranno la crescita e diffusione delle popolazioni di invasori (Levine et al., 2004) (Figura 3).



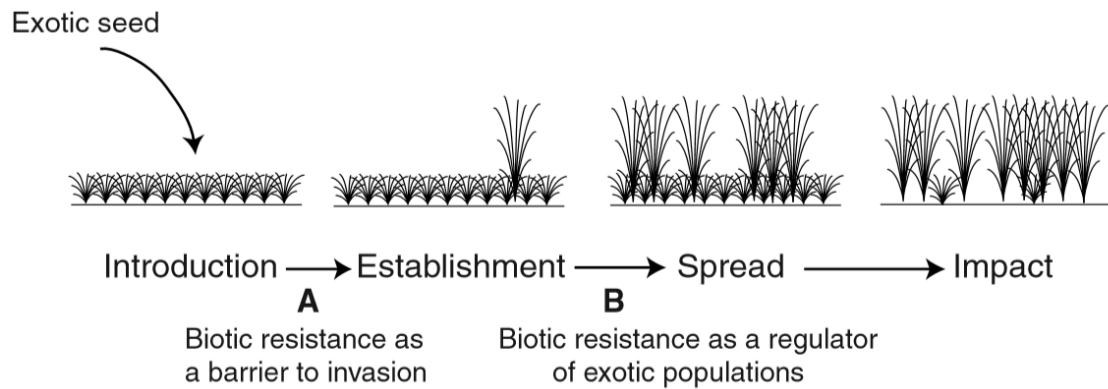


Figura 3: Processo di invasione da parte di una specie esotica. (A) resistenza biotica che funge da barriera all'invasione prima dello stabilimento della specie, (B) resistenza biotica successiva allo stabilimento di una specie regola la diffusione (Levine et al., 2004).

L'erbivoria (sia da parte di piccoli mammiferi, che da insetti e uccelli) ha un forte effetto negativo sulla sopravvivenza e sulla fitness delle specie. Non c'è differenza tra erbivoria da mammiferi, da insetti e da uccelli sulla performance delle piante, ma la risposta è molto differente se si considera la forma di vita: piante erbacee subiscono danni maggiori rispetto alle piante legnose (Levine et al., 2004).

Considerando le piante erbacee, la fitofagia può causare un cambiamento nella comunità delle piante (Borgström et al., 2018). Infatti insetti fitofagi svolgono un ruolo importante nel plasmare le risposte individuali delle piante sia alle condizioni abiotiche che alle interazioni con le specie vicine, svolgendo un ruolo importante nella modificazione della coesistenza di specie (Tamburini et al., 2018).

In media, le comunità esposte alla fitofagia hanno una biomassa inferiore, e questa diminuzione si registra sia per piante esotiche che native (Engelkes et al., 2016). La quantità di biomassa effettivamente ingerita dagli erbivori può raggiungere il 30 – 50 % nelle comunità di praterie (Smith and Smith, 2007).

L'insediamento delle specie aliene e native è guidato da diversi fattori estrinseci, come, ad esempio: pressione dei propaguli, biomassa in piedi, disturbo del suolo, massa dei semi, tasso di crescita, resistenza alla fitofagia, status della specie, risposta alla competizione e risposta all'ombreggiamento (Kempel et al., 2013). Sebbene la maggior parte dei fattori possa essere

ugualmente benefica per le specie esotiche e native, l'importanza di alcuni potrebbe essere diversa per le specie aliene e native (Kempel et al., 2013). Comunque, la presenza o l'assenza della fitofagia contribuisce ad influenzare la dominanza delle specie (Engelkes et al., 2016).

L'ERH (*Enemy Release Hypothesis*) costituisce una spiegazione importante per il successo che le specie esotiche hanno nell'insediamento in nuovi habitat (Williamson, 1996). L'ipotesi, successivamente studiata da altri autori tra cui *Keane and Crawley, (2002)*, suggerisce che, quando una specie esotica viene introdotta in una nuova regione, essa sarà meno influenzata dai nemici naturali (predatori, parassiti, fitofagi ed erbivori) per tre motivi principali:

- i **nemici specialisti** naturali co-evoluti della specie esotica saranno **assenti** nel nuovo habitat;
- il **cambio di ospite**, da parte di nemici specialisti dei generi nativi, sarà **raro**;
- i **nemici generalisti** avranno un maggiore **impatto** sulle **specie native**, causando una competizione inferiore per la specie esotica e un conseguente comportamento invasivo nel nuovo habitat.

L'ERH presuppone inoltre che le specie esotiche, invadendo nuovi territori, si allontanino dalla fitofagia specie specifica e dagli agenti patogeni con cui si sono co-evolute nel loro areale di provenienza. Perciò, erbivori e malattie tipici dell'habitat invaso, che sono spesso specie specifici delle piante native, dovrebbero avere un minore impatto sulle performance delle specie invasive nel loro nuovo habitat (Levine et al., 2004).

Come ipotizzato dall'ERH le specie esotiche sono meno danneggiate delle native negli areali invasi (Carpenter and Cappuccino, 2005; Dietz et al., 2004). È anche vero che la fitofagia sulle specie esotiche può prevenire che una pianta diventi altamente invasiva in aree naturali (Carpenter and Cappuccino, 2005) e può essere utilizzata come metodo gestionale per limitare l'espansione di una popolazione (Prieur-Richard et al., 2002).

La connettività tra le piante è un importante fattore che determina l'attività degli insetti, con conseguenti complessi feedback sulla sopravvivenza delle singole piante ed eventualmente sulla coesistenza delle specie (Tamburini et al., 2018). C'è un'importante contrasto tra la competizione e la fitofagia come fonte di resistenza biotica nella fase di insediamento: la competizione è probabilmente

più severa per le piantine rispetto alle piante adulte, a causa dell'asimmetria dimensionale; la fitofagia, al contrario, può essere meno grave per le piante piccole, specialmente se presenti a bassa densità (Levine et al., 2004).

Le interazioni biotiche con gli erbivori e gli altri nemici possono influenzare la performance di una specie esotica durante ogni fase, determinando il successo o il fallimento di un'invasione (Keane and Crawley, 2002).

Le specie native, invece, ospitano più insetti rispetto alle specie esotiche, ciò a causa dell'elevata specializzazione della maggior parte dei fitofagi (Meijer et al., 2016). Questi infatti, spesso si nutrono solamente su un genere (monofagi) o su una specie (strettamente monofagi) (Meijer et al., 2016).

In generale, si può dunque affermare che, l'elevata presenza di fitofagi fa sì che le specie autoctone subiscano un danno totale maggiore rispetto alle specie esotiche (Liu et al., 2007).

Diversi studi hanno dimostrato che gli erbivori specializzati possono passare a congeneri esotici (Keane and Crawley, 2002), per cui i fitofagi non promuovono la supremazia generale delle specie esotiche durante la stabilizzazione nelle comunità vegetali miste filogeneticamente affini (Engelkes et al., 2016). Infatti gli effetti della fitofagia che determinano la supremazia delle specie vegetali esotiche su quelle autoctone possono dipendere sia dal loro grado di affinità che dalle strategie di difesa (Engelkes et al., 2016).

Il danno causato dagli insetti fitofagi a una pianta non autoctona dipende dalla capacità degli erbivori di riconoscere la nuova pianta come alimento e di far fronte alle sue difese (Carpenter and Cappuccino, 2005).

*Meijer et al., (2016)*, al contrario di quanto detto finora, hanno visto che i livelli di fitofagia sulle piante non native sono uguali a quelli sulle piante autoctone. Infatti, può essere molto vantaggioso per gli insetti erbivori generalisti, ma in alcuni casi anche monofagi, cambiare ospiti da piante autoctone a piante non autoctone in quanto questo nuovo ambiente sarà relativamente libero da concorrenti. L'effetto dei fitofagi sulla biomassa, quindi, sembra dipendere dal genere della specie e non dal suo status (nativo o esotico). Dunque, si può affermare che i fitofagi non promuovono la dominanza di specie esotiche rispetto a quelle native durante lo stabilimento della pianta nella comunità, ma la codominanza tra i due status (Engelkes et al., 2016).

Se invece di considerare la divisione tra specie native ed esotiche si considera la differenza tra specie invasive e non, *Carpenter and Cappuccino, (2005)* dimostrano che le piante non invasive subiscono più danni fogliari e malattie rispetto alle piante invasive. La fitofagia ha quindi un forte ruolo nell'insediamento degli invasori e nelle performance individuali, regolando l'abbondanza della popolazione invasiva (Levine et al., 2004).

Al contrario *Kempel et al., (2013)* sostengono che l'elevata resistenza agli erbivori non influenza la prima fase di insediamento, ma diventa essenziale per la successiva persistenza delle piante, e l'elevato tasso di crescita iniziale aumenta l'insediamento precoce solamente nei siti disturbati.

L'impatto di una pianta invasiva su un habitat può diminuire nel tempo se i suoi vicini nativi si adattano alla sua presenza (Carpenter and Cappuccino, 2005).

I livelli di danno sono correlati al numero di insetti fitofagi presenti (Liu and Stiling, 2006) e, questa quantità può essere influenzata dalle caratteristiche della comunità vegetale invasa (Dietz et al., 2004), tanto che le piante introdotte possono attirare nuovi erbivori dal pool di insetti locali (Liu and Stiling, 2006).

### **1.3.2 Effetti sui gruppi funzionali**

Gli effetti della fitofagia mostrano grandi differenze specifiche a seconda delle famiglie (Müller et al., 2016). L'identità del gruppo funzionale di appartenenza è un predittore significativo della resistenza biotica: comunità miste hanno una maggiore resistenza rispetto alle monoculture (Byun et al., 2013).

Le piante hanno sviluppato delle difese strutturali e chimiche per resistere alla predazione: strategie strutturali come foglie pelose o spine impediscono all'erbivoro di mangiare la pianta; le difese chimiche, chiamate anche composti secondari, sono delle sostanze che riducono la capacità degli erbivori di digerire i tessuti della pianta. Tra questi composti si trovano: composti azotati, terpenoidi e fenoli (Smith and Smith, 2007).

Il danno che la pianta subisce dipende dall'identità del gruppo funzionale (Scherber et al., 2006), quindi la composizione di una comunità determina l'abbondanza di fitofagi presenti in maniera più importante rispetto alla ricchezza in specie (Koricheva et al., 2000).

*Asteraceae* e *Fabaceae* causano effetti negativi sulla presenza e intensità della fitofagia, probabilmente a causa dalla grande quantità di metaboliti secondari

contenuti all'interno della singola specie, che rendono le comunità dominate da questi gruppi funzionali meno attraenti per i fitofagi (Prieur-Richard et al., 2002). Il contenuto di metaboliti secondari varia da specie a specie, ma alcuni composti sono tipici di alcune famiglie. Ad esempio, le *Fabaceae* contengono al loro interno alcuni composti fenolici, chiamati isoflavonoidi, che hanno la funzione di difesa contro gli erbivori e i patogeni. Altri tipi di deterrenti alimentari presenti in alcune specie possono essere i tannini o gli alcaloidi chinolizidinici. Al contrario, le comunità dominate da *Poaceae*, possono ospitare una comunità erbivora più densa e/o diversificata rispetto alle comunità dominate da altri gruppi funzionali (Prieur-Richard et al., 2002).

*Scherber et al., (2006)* sostengono che la presenza di *Fabaceae* aumenti la fitofagia a livello di comunità mentre le *Poaceae* la diminuisca. Le leguminose hanno dimostrato di facilitare l'invasione vegetale grazie alla loro capacità di fissare il contenuto di azoto (Byun et al., 2013) e rendere la comunità vegetale più attraente per insetti fitofagi (Scherber et al., 2006).

## 1.4 Obiettivi

Questa tesi rientra in un progetto più ampio, condotto dal dipartimento DAFNAE dell'Università degli studi di Padova, chiamato "Global Change, Biotic Interactions, and Plant Invasions in Cold Environments (BICE)". Questo progetto, di durata di due anni, si inserisce negli studi relativi agli effetti dei cambiamenti climatici in ambienti alpini. Il progetto presenta tre obiettivi:

- verificare gli effetti del cambiamento dell'uso del suolo e del riscaldamento climatico sull'espansione di piante native ed esotiche;
- verificare se l'insediamento di specie invasive è influenzato dall'interazione con i fitofagi;
- quantificare la possibile influenza negativa di invasioni di specie esotiche sulla biodiversità nativa considerando diversi livelli trofici.

L'obiettivo di questa tesi è analizzare e capire come la temperatura, il disturbo del suolo e la fitofagia influenzano la dinamica di vegetazione all'interno di praterie magre semi-naturali del Friuli-Venezia Giulia: sono questi, infatti, possibili fattori che influenzano in maniera diversa l'insediamento e la crescita di specie native o neofite.

Al fine di studiare i driver di insediamento delle piante si sono indagate tre ipotesi:

- Come prima cosa si è studiato il ruolo che, in generale, ha il disturbo del suolo nella colonizzazione delle specie vegetali, e come la quota influenza l'insediamento di specie native e non native. Ci si aspetta che il disturbo influenzi negativamente l'abbondanza di specie. Si presume, inoltre, che la quota abbia un effetto diverso se si considerano specie native o neofite. Ci si aspetta che, lungo il gradiente altitudinale, l'abbondanza delle specie native cresca fino a circa 1100 m s.l.m. (Dainese and Poldini, 2012). Per la ricchezza di specie non native, al contrario, ci si aspetta un calo lungo tutto il gradiente.
- Come seconda ipotesi si è studiato come la fitofagia influenza il tasso di crescita delle piante, con particolare attenzione alla diversa risposta delle specie native e neofite. Si ipotizza che il tasso di crescita, in presenza di fitofagi, diminuisca in generale, ma la diminuzione sia più marcata nelle specie native rispetto alle specie neofite in quanto non c'è stata una coevoluzione tra comunità di insetti e di piante (Engelkes et al., 2016; Keane and Crawley, 2002).
- Come terza ipotesi si è studiato come la fitofagia influenza il tasso di crescita dei diversi gruppi funzionali (graminacee, leguminose e altre dicotiledoni). Si ipotizza che il tasso di crescita dei diversi gruppi risponda in maniera diversa in relazione alla fitofagia. Ad esempio ci si aspetta che le leguminose siano meno appetite dai fitofagi (Prieur-Richard et al., 2002), per cui il loro tasso di crescita aumenti. Al contrario, la presenza di graminacee, dovrebbe aumentare il numero di fitofagi presenti (Prieur-Richard et al., 2002), per cui ci si aspetta che il tasso di crescita diminuisca.

## 2. Materiali e metodi

### 2.1 Localizzazione del sito di studio

I siti scelti per la sperimentazione sono localizzati nella parte centro-orientale della regione Friuli-Venezia Giulia, in provincia di Udine, nella fascia pianeggiante, pedemontana e montana della valle del Natisone.

In collaborazione con l'Università degli studi di Udine, sono stati identificati 15 siti suddivisi in 5 fasce altitudinali diverse, partendo da 100 m s.l.m. fino a 1330 m s.l.m..

Le 5 fasce sono così suddivise:

- **Fascia 1:** da 100 m s.l.m. a 300 m s.l.m.
- **Fascia 2:** da 300 m s.l.m. a 600 m s.l.m.
- **Fascia 3:** da 600 m s.l.m. a 800 m s.l.m.
- **Fascia 4:** da 800 m s.l.m. a 1100 m s.l.m.
- **Fascia 5:** da 1100 m s.l.m. a 1400 m s.l.m.

I siti sono stati collocati all'interno di praterie magre semi-naturali e nominati in base alla località in cui sono situati (Tabella 1).

Tabella 1: Siti e fasce altitudinali.

Provincia	Comune	Fascia altitudinale	Sito	Codice	Quota (m s.l.m.)
Udine	Premariacco	1	Orsaria	Or	100
Udine	Premariacco	1	Firmano	Fi	110
Udine	S. Leonardo	1	Dolegna	Do	190
Udine	S. Leonardo	2	Altana	Al	420
Udine	S. Leonardo	2	Cravero	Cr	510
Udine	Pulfero	2	Coliessa	Sa	510
Udine	Stregna	3	Gnidovizza	Gn	600
Udine	S. Leonardo	3	Iainich	Ia	650
Udine	Pulfero	3	Spignon	Sp	660
Udine	Pulfero	4	Monte Craguenza 1	Mc	850
Udine	Pulfero	4	Monte Craguenza 2	Mc2	920
Udine	Savogna	4	Monte Matajur 1	M1	1080
Udine	Savogna	5	Monte Matajur 2	M2	1310
Udine	Savogna	5	Monte Matajur 3	M3	1320
Udine	Savogna	5	Monte Matajur 4	M4	1330

La scelta di disporre i siti lungo un gradiente altitudinale è stata effettuata al fine di ottenere la più alta rappresentatività dell'area di studio. Inoltre, all'interno di ogni zona sono stati replicati i trattamenti due volte.

La presenza di tre aree all'interno della stessa fascia altitudinale ha consentito la creazione di più repliche, utili per le analisi statistiche successive (Figura 4).

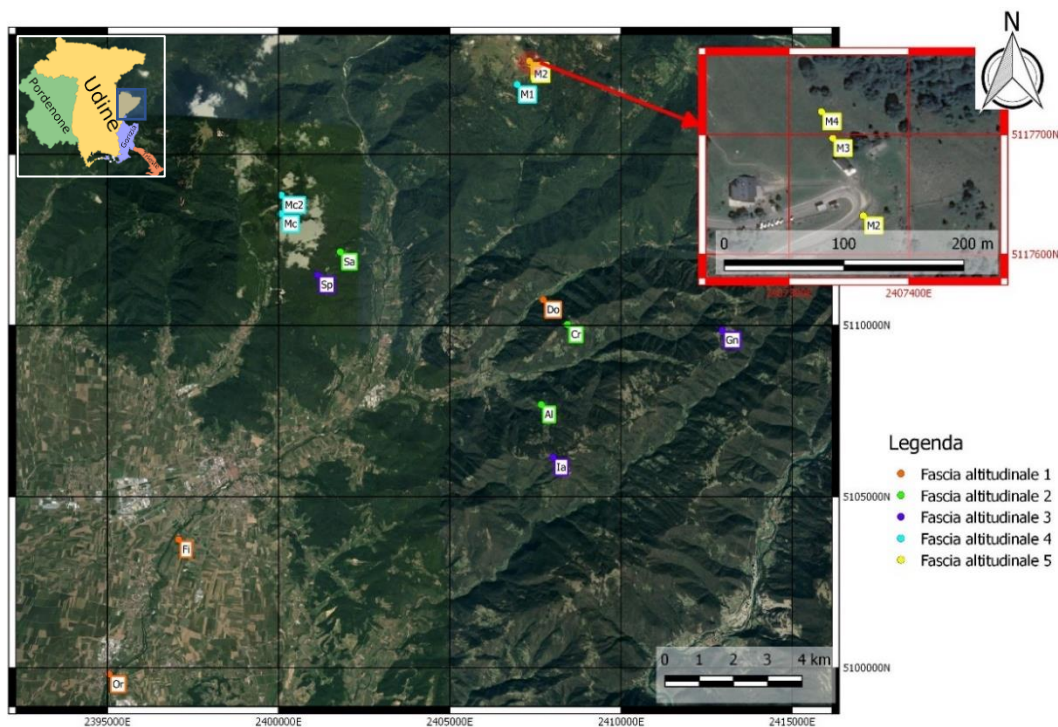


Figura 4: Localizzazione geografica dei siti lungo gradiente altitudinale. La fascia altitudinale 1 (arancione) comprende i siti da 100 m s.l.m. a 300 m s.l.m., la fascia 2 (verde) da 300 m s.l.m. a 600 m s.l.m., la fascia 3 (viola) da 600 m s.l.m. a 800 m s.l.m., la fascia 4 (azzurro) da 800 m s.l.m. a 1100 m s.l.m. e la fascia 5 (giallo) da 1100 m s.l.m. a 1400 m s.l.m..

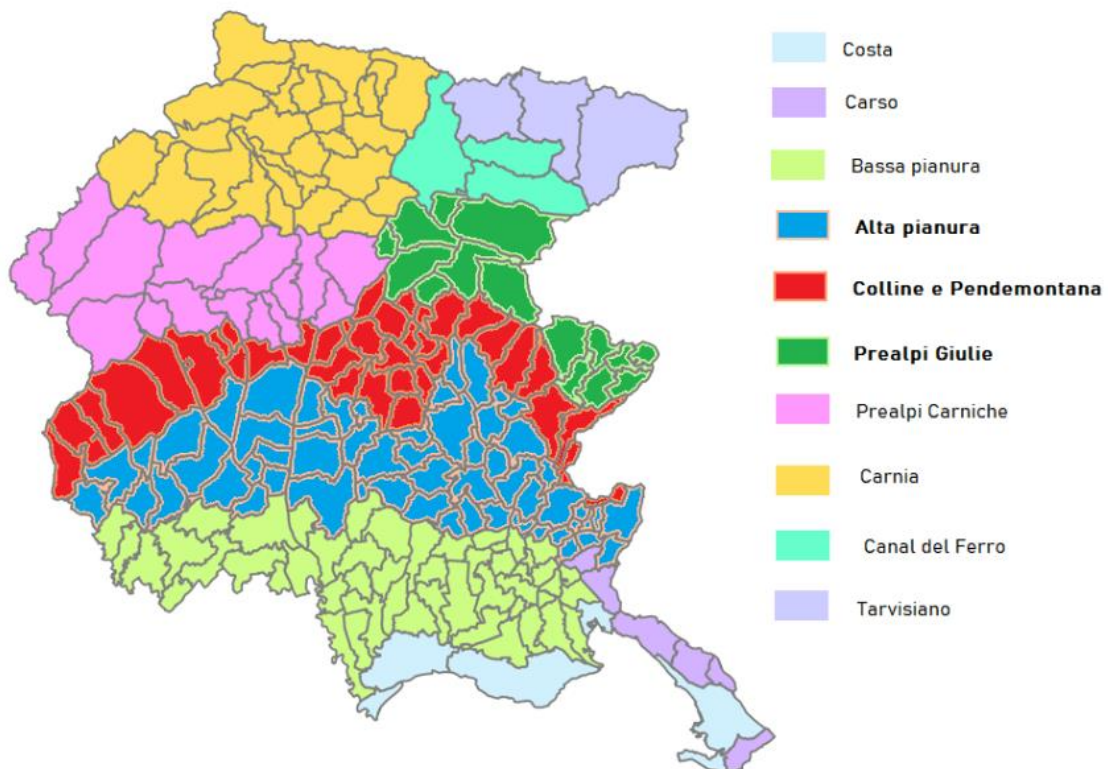
Il clima del Friuli-Venezia Giulia è influenzato dalla conformazione geografica della regione. La presenza dei rilievi prealpini e alpini e il loro andamento longitudinale costituiscono una barriera climatica.

L'autunno (settembre - novembre) e la primavera (aprile - giugno) sono i periodi in cui la piovosità è maggiore in tutta la regione. Gennaio - febbraio e luglio - agosto sono invece i mesi con maggior siccità.

Il regime pluviometrico della zona in studio è molto variabile poiché comprende tre aree diverse:



- Zona di alta pianura (comune di Premariacco);
- Zona collinare e pedemontana (comune di San Leonardo, parte meridionale);
- Zona delle Prealpi Giulie (comune di San Leonardo, parte settentrionale, Pulfero, Stregna e Savogna) (Figura 5).



*Figura 5: Suddivisione territorio del Friuli-Venezia Giulia in funzione delle precipitazioni. In blu zona di Alta pianura, in rosso zona Collinare e Pedemontana e in verde zona delle Prealpi Giulie.*

Nell'alta pianura la piovosità annua è caratterizzata da un aumento graduale da sud a nord. Si passa da una media di 1200 - 1300 mm fino a superare i 1800 mm nella zona più settentrionale; nell'area collinare e pedemontana la variazione della piovosità media annua è molto più marcata: si passa da 1400 mm fino ai 2600 mm; la piovosità annua nella zona delle Prealpi Giulie è più elevata: i valori variano da 2000 mm fino a superare i 3000 mm (Figura 6).<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Tutte le informazioni e i grafici riguardanti i dati pluviometrici sono stati presi "ARPA FVG – OSMER" <http://www.clima.fvg.it>

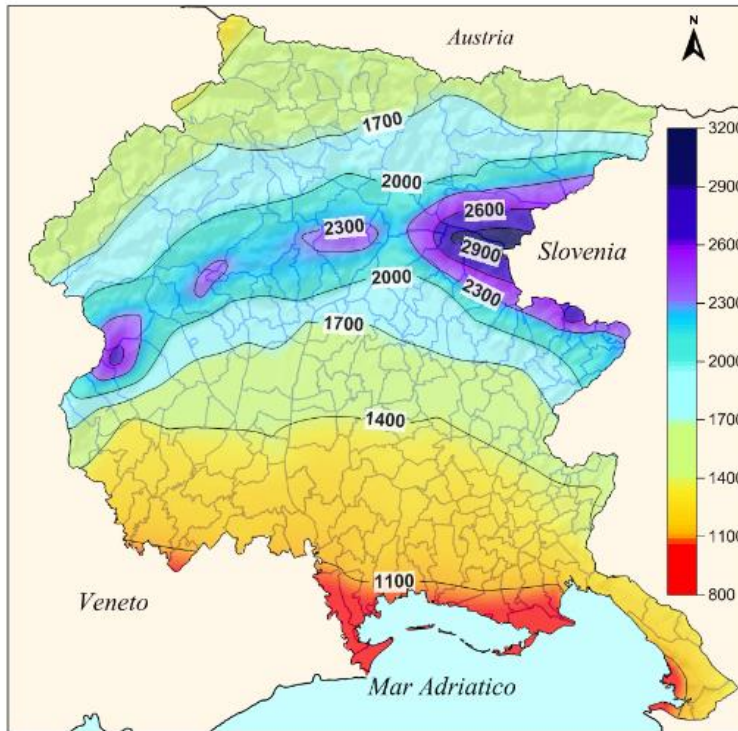


Figura 6: Precipitazioni medie annue (dati rete meteorologica regionale 1961 – 2010).

## 2.2 Disegno sperimentale

Prima di entrare in campo e posizionare l'esperimento, si sono costruite 120 gabbie di tulle di 1 m<sup>3</sup> di volume (1 m x 1 m x 1 m). Le gabbie sono state fabbricate a partire da un rotolo di tulle, il quale è stato inizialmente tagliato delle misure adeguate e successivamente cucito per ottenere la forma di un cubo di 1 m di lato, lasciando la faccia rivolta verso terra priva di stoffa. Nella parte inferiore, su ogni lato, è stato lasciato un lembo di tulle in eccesso, alto circa 15 cm, per permettere di sotterrare parzialmente la gabbia e renderla impenetrabile.

Le gabbie hanno lo scopo, una volta posizionate in loco, di escludere gli insetti, con particolare attenzione agli insetti fitofagi, dall'area interna al tulle (Figura 7). In questo modo si è potuto comparare la crescita della comunità erbacea con e senza fitofagi.



*Figura 7: Esempio di gabbia in tulle.*

In ogni sito si è identificata, con il consenso e l'aiuto dei proprietari del terreno, l'area più idonea al posizionamento del sito di studio. L'area in questione (ampia circa 11 m x 3 m) è stata scelta preferibilmente in zone pianeggianti e alla piena luce del sole, per poter confrontare le condizioni di crescita nei diversi siti.

L'area, di circa 33 m<sup>2</sup>, è stata, se necessario, decespugliata e successivamente arata con una motozappa. La profondità di aratura media è stata stimata attorno ai 20 cm. Una volta arato il suolo sono stati levati manualmente i residui delle specie erbacee più evidenti, con particolare attenzione a togliere cespi e gemme di specie erbacee non eliminate dall'aratura, in modo da evitare, per quanto possibile, il ricaccio (Figura 8).



*Figura 8: Decespugliamento e aratura di un sito (Or).*

Il sito arato è stato quindi suddiviso in quattro quadrati di 2 m x 2 m (plot) disposti linearmente, i quali sono stati ulteriormente frazionati in altri quattro quadrati di 1 m x 1 m (sub-plot).

Le gabbie sono state montate su un telaio formato da 4 pali di bambù (piantati nel terreno per circa 50 cm) e sotterrate per circa 10 cm nella parte inferiore per impedire l'accesso anche agli insetti fitofagi terricoli. Ogni plot infine è stato recintato con una rete anti - uccelli per evitare fenomeni di calpestamento all'interno dell'area studiata. Questa rete è stata posizionata ad un'altezza di circa 20 cm dal suolo per non limitare l'accesso a *ortotteri* o *polmonati*, infatti è noto che questi ordini di insetti si nutrono camminando (Figura 9).



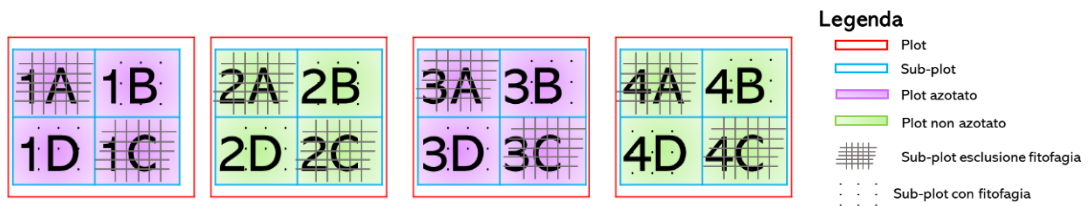
Figura 9: Esempi di ortotteri all'interno dei plot.

Due plot su quattro sono stati immediatamente concimati con 32 g di urea (pari a 4 g/m<sup>2</sup> di azoto). Due sub-plot all'interno del plot sono invece stati ricoperti dalle gabbie escludi insetti.

Tutte le combinazioni dei trattamenti eseguiti, ripetutamente in ogni sito, sono risultate le seguenti:

- presenza di azoto e insetti (sub plot 1B, 1D, 3B e 3D);
- presenza di azoto ed esclusione di insetti (sub plot 1A, 1C, 3A e 3C);
- assenza di azoto e presenza di insetti (sub plot 2B, 2D, 4B e 4D);
- assenza di azoto e insetti (sub plot 2A, 2C, 4A e 4C).

Infine, ad ogni plot e sub-plot è stato assegnato un codice in relazione al trattamento a cui è stato soggetto. I plot sono stati numerati da 1 a 4: i plot 1 e 3 sono stati azotati. I sub-plot sono stati nominati con lettere dalla A alla D: i sub-plot A e C sono stati coperti con il tulle, per cui, all'interno di questi, la fitofagia è stata esclusa (Figura 10).



*Figura 10: Schema della disposizione dei trattamenti in un sito (sopra). Esempi di siti montati: “M4” in centro, “Sa” sotto.*

L'esperimento è stato montato a partire dal 14 maggio 2019 e monitorato costantemente ogni 14 giorni dal 3 giugno 2019 fino al 23 agosto del 2019 (Tabella 2).

Tabella 2: Calendario delle uscite in campo.

Date	Operazioni svolte	Date	Operazioni svolte
<b>14 - 23 maggio</b>	Rilievo floristico (preapertura plot)	<b>15 - 17 luglio</b>	4° controllo (T4)
	Apertura plot		4° sweep-net
			3° raccolta Pitfall
<b>3 - 5 giugno</b>	1° controllo (T1)	<b>28- 29 luglio</b>	5° controllo (T5)
	1° sweep-net		4° raccolta Pitfall
	Apertura Pitfall		Rilievo floristico esterno
<b>19 - 20 giugno</b>	2° controllo (T2)	<b>8 - 9 agosto</b>	6° controllo (T6)
	2° sweep-net		5° sweep-net
	1° raccolta Pitfall		5° raccolta Pitfall
<b>1 - 2 luglio</b>	3° controllo (T3)	<b>22 - 23 agosto</b>	7° controllo (T7)
	3° sweep-net		6° sweep-net
	2° raccolta Pitfall		6° raccolta Pitfall
Rilievo floristico finale			
Taglio biomassa finale			

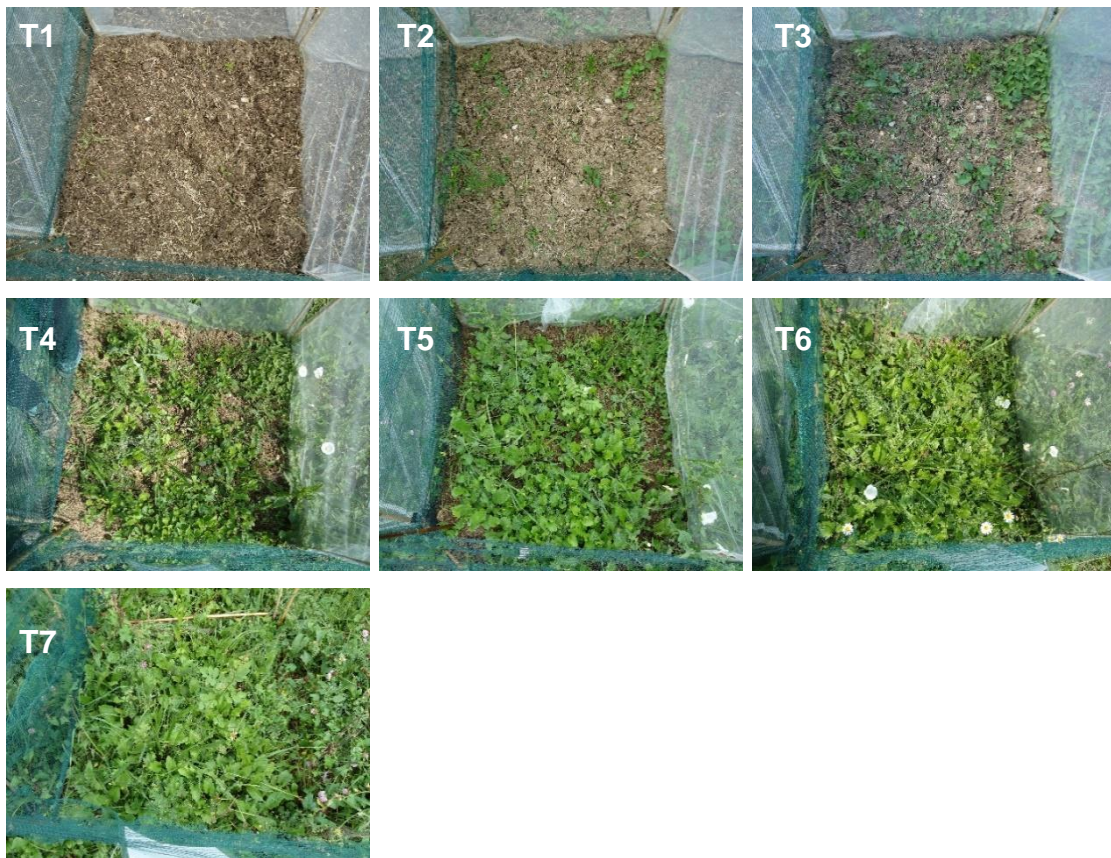
Su tutta l'area di studio sono stati montati in totale cinque data-logger, uno per ogni fascia altitudinale, per monitorare l'andamento delle temperature lungo il periodo dello studio. I data-logger sono stati montati nei siti di: Firmano (fascia altitudinale 1), Altana (fascia altitudinale 2), Iainich (fascia altitudinale 3), Monte Craguenza 1 (fascia altitudinale 4), Monte Matajur 4 (fascia altitudinale 5). I siti su cui posizionare i data-logger sono stati scelti in modo tale da avere una buona rappresentatività dell'area di studio.

Una volta attivato e posizionato in loco il data-logger, questo è stato lasciato in posizione per tutta la durata dell'esperimento, registrando la temperatura dell'aria ogni 30 minuti.

### 2.3 Analisi della comunità erbacea

Durante la prima uscita in campo, con l'aiuto del professor Francesco Boscutti dell'Università di Udine, è stato effettuato il rilievo floristico, determinando, per ogni sito, la percentuale delle specie presenti. Grazie a questo primo rilievo sarà possibile confrontare la variazione della comunità erbacea causata dal disturbo.

L'analisi della comunità cresciuta in seguito al disturbo è stata possibile grazie all'utilizzo di fotografie. Queste sono state fatte periodicamente, ad ogni controllo, su ogni sub - plot e orientate tutte nella medesima maniera. Ciò ha permesso di seguire lo sviluppo e la dinamica della comunità di piante nel tempo (Figura 11).



*Figura 11: Esempio crescita di un sub-plot. Le foto sono state scattate ogni 14 giorni. Vengono riportate T1, T2, T3 in alto, T4, T5, T6 in centro, T7 in basso.*

Durante il 5° controllo, oltre a fare le normali azioni previste, si è effettuato un ulteriore rilievo floristico. Questo è stato eseguito, sempre con l'aiuto del professor Boscutti, nella zona limitrofa ai siti arati, in modo tale da poter

confrontare la crescita delle comunità nel sito disturbato (sito arato) e nel sito controllo (prato magro semi-naturale non disturbato). L'area considerata in questo monitoraggio è stata di due aree di 1 m<sup>2</sup> ciascuna per poterle confrontare con i sub-plot. All'interno di queste due aree sono state determinate tutte le specie presenti e le loro percentuali di copertura.

Prima di tagliare la biomassa finale, sempre grazie alla collaborazione con il professor Boscutti e i tecnici dell'Università di Udine, è stato effettuato un ultimo rilievo floristico (contenente le coperture percentuali delle singole specie) all'interno dei sub – plot.

Alla fine dei monitoraggi l'erba presente all'interno dei plot è stata tagliata con l'ausilio di un tosaerba elettrico, imbustata mantenendo la divisione per sub – plot, lasciata essiccare per 72 ore all'interno di un forno a 65 °C, e, infine, pesata (Figura 12).

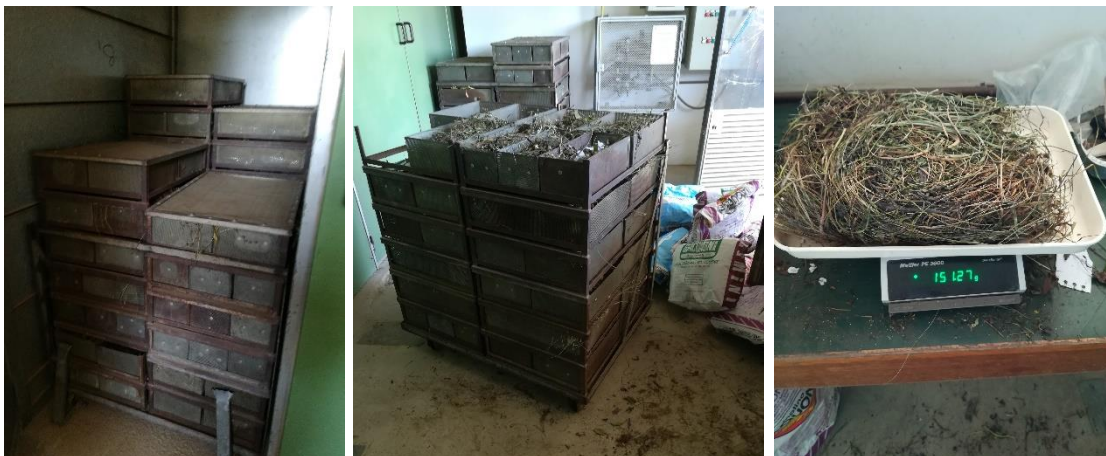


Figura 12: Forno per l'essiccazione dell'erba e peso della biomassa secca.

Dopo aver ordinato cronologicamente tutte le foto scattate durante i vari controlli, si è passati all'analisi di quest'ultime. Esse sono state analizzate visivamente definendo per i primi 3 controlli (T1, T2 e T3) le percentuali di copertura della singola specie in relazione alla quantità di terreno nudo. I dati raccolti sono stati confrontati e analizzati tenendo conto anche delle coperture percentuali delle specie ottenute dal rilievo finale (T7, *allegato*).

Per l'identificazione delle specie è stata utilizzata la nomenclatura riportata da *Poldini et al., (2001)*.



## 2.4 Comunità di fitofagi

La comunità di fitofagi presente nel territorio è stata catturata e analizzata in laboratorio. Nei siti considerati, tra gli insetti fitofagi sono stati trovati Emitteri, Gasteropodi, Lepidotteri e Ortotteri. In totale sono state contate 58 specie di Ortotteri di cui 30 specie appartenute alla sottofamiglia dei *Caelifera* e 28 specie della sottofamiglia degli *Ensifera* e, tra gli Emitteri 85 specie di cicaline.

## 2.5 Analisi statistiche

Le rappresentazioni grafiche della temperatura e della composizione dei diversi gruppi funzionali sono state eseguite con l'utilizzo del software *Excel*. I dati delle temperature, raccolti ogni 30 minuti con i data logger, sono stati mediati giornalmente in modo da ottenere la temperatura media giornaliera. Successivamente si sono individuate le linee di tendenza di ogni quota per evidenziare al meglio le differenze.

L'analisi statistica è stata svolta mediante l'utilizzo del programma "R" (versione 3.6.1). I modelli utilizzati per l'analisi delle variabili sono stati i modelli lineari a effetto misto effettuati tramite il pacchetto "*nlme*".

Il modello lineare a effetto misto è stato utilizzato per tener conto della distanza spaziale della raccolta dei dati, inserendo l'*effetto random* (sito, plot e/o specie a seconda dei casi) per eliminare la variabilità dovuta a cause esterne. Per ogni modello, sono stati visualizzati i residui delle variabili analizzate con la funzione *QQplot* del pacchetto "*car*".

Le variabili dipendenti analizzate sono la ricchezza in specie, la biomassa e il tasso di crescita. Più in particolare si è guardato:

- la ricchezza in specie di piante native e neofite in interazione con il disturbo e la quota, considerando sito e plot come *fattori random*. I modelli utilizzati in R sono stati: *lme (specie native ~ quota + disturbo, random = ~ 1|site/plot)* per le specie native e *lme (log (specie esotiche + 1) ~ quota + disturbo, random = ~ 1|site/plot)* per le specie esotiche.
- la biomassa in interazione con la fitofagia, considerando sito e plot come *fattori random*. Il modello utilizzato in R è stato: *lme (log (biomassa + 1) ~ fitofagia, random = ~ 1|site/plot)*.

- il tasso di crescita in interazione con la fitofagia, considerando sito, specie e plot come *fattori random*. Il modello utilizzato in R è stato:  $lme(\log(\text{tasso di crescita} + 10) \sim \text{fitofagia}, \text{random} = \sim 1|\text{specie/site/plot})$ .
- il tasso di crescita delle specie native e neofite in interazione con la fitofagia considerando sito, specie e plot come *fattori random*. Il modello utilizzato in R è stato:  $lme(\log(\text{tasso di crescita} + 10) \sim \text{fitofagia} + \text{stsus} + \text{fitofagia} \times \text{status}, \text{random} = \sim 1|\text{specie/site/plot})$ .
- il tasso di crescita dei diversi gruppi funzionali in interazione con la fitofagia considerando sito, specie e plot come *fattori random*. Il modello utilizzato su R è stato:  $lme(\log(\text{tasso di crescita} + 10) \sim \text{fitofagia} + \text{leguminose} + \text{graminacee} + \text{dicotiledoni} + \text{fitofagia} \times \text{leguminose} + \text{fitofagia} \times \text{graminacee} + \text{fitofagia} \times \text{dicotiledoni}, \text{random} = \sim 1|\text{specie/site/plot})$ .

Le analisi riguardanti il tasso di crescita sono eseguite considerando la crescita tra la seconda e la quarta settimana dall'aratura e le specie che sono comparse all'interno dei rilievi almeno 30 volte. Si è considerato il tasso di crescita iniziale perché quello maggiormente influenzato dalla presenza di fitofagi e le specie comparse più di 30 volte per rendere le analisi valide sui gradi numeri.

I valori relativi alle specie esotiche, al tasso di crescita e alla biomassa sono stati trasformati in scala logaritmica per ottenere una migliore distribuzione lineare.

Per ogni relazione tra variabili dipendenti e indipendenti si è calcolata la significatività (p – value). Per valori di p – value < 0.05 la relazione è considerata statisticamente significativa, per valori ~ 0.05 la significatività è considerata marginale.

I grafici sono stati ottenuti tramite i pacchetti “*effects*” e “*visreg*”.

### 3. Risultati

#### 3.1 Rilievo floristico

Il rilievo floristico effettuato all'interno dei siti arati ha contato 222 specie prima del disturbo e 178 specie dopo l'aratura. Tra queste specie il rilievo iniziale ha rilevato 2 specie neofite, mentre il rilievo finale 14 (Tabella 3).

Tabella 3: Specie neofite rilevate.

<b>Specie neofite rilievo iniziale</b>	<b>Specie neofite rilievo finale</b>
<i>Erigeron annuus (L.) Pers.</i>	<i>Ailanthus altissima (Miller) Swingle</i>
<i>Medicago sativa L.</i>	<i>Amaranthus retroflexus L.</i>
	<i>Ambrosia artemisiifolia L.</i>
	<i>Conyza canadensis (L.) Cronq.</i>
	<i>Erigeron annuus (L.) Pers.</i>
	<i>Fagopyrum esculentum Moench</i>
	<i>Galinsoga ciliata (Rafin.) Blake</i>
	<i>Galinsoga parviflora Cav.</i>
	<i>Medicago sativa L.</i>
	<i>Oxalis fontana Bunge</i>
	<i>Panicum capillare L.</i>
	<i>Robinia pseudoacacia L.</i>
	<i>Sorghum halepense (L.) Pers.</i>
	<i>Veronica persica Poir.</i>

Le specie neofite ritrovate nel rilievo finale con frequenza maggiore di 30 volte sono:

- *Erigeron annuus (L.) Pers.*
- *Ambrosia artemisiifolia L.*

*Erigeron annuus (L.) Pers.* è una specie erbacea annua appartenente alla famiglia delle *Asteracee*, di forma biologica terofita scaposa. Specie neofita invasiva originaria del Nord America, ora completamente naturalizzata. Fu introdotta in Europa a scopo ornamentale nel XVIII secolo. Pianta presente

principalmente in aree antropizzate, vigneti, in incolti e lungo le sponde dei fossi (Figura 13).



*Figura 13: Erigeron annuus (L.) Pers..*

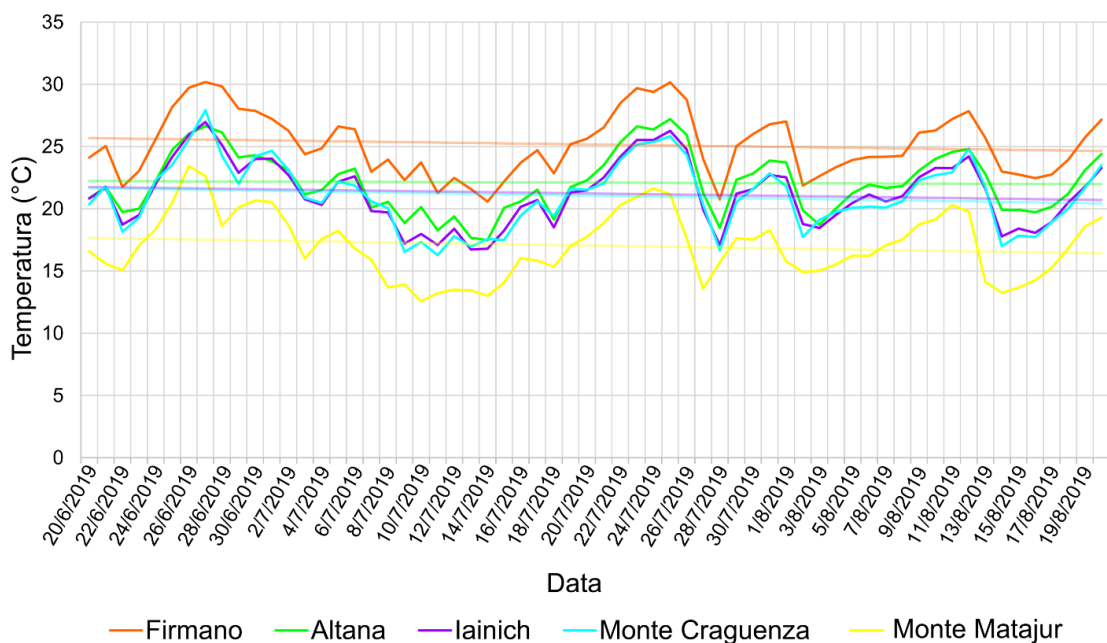
*Ambrosia artemisiifolia* L. è una specie erbacea annua appartenente alla famiglia delle *Asteracee*, di forma biologica terofita scaposa. Specie neofita invasiva originaria del Nord America. Fu introdotta in Ungheria nel dopo guerra accidentalmente con semi di frumento. La pianta colonizza terreni in cui viene rimossa la vegetazione (Figura 14).



*Figura 14: Ambrosia artemisiifolia L..*

### 3.2 Andamento della temperatura

I dati raccolti con i data-logger hanno permesso di avere una panoramica dell'andamento delle temperature nelle diverse fasce altitudinali. I dati sono stati raccolti ogni 30 minuti a partire dal 20 giugno 2019 fino al 20 agosto 2019. La temperatura media giornaliera è stata ricavata mediando i dati raccolti. Dalla *Figura 15* si può notare come, lungo tutto il periodo, ci siano state temperature inferiori alle quote più alte: per questo motivo si può utilizzare la quota come indice di temperatura.



*Figura 15: Andamento delle temperature lungo le 5 fasce altitudinali. Firmano (arancione) rappresenta la prima, Altana (verde) la seconda, Iainich (viola) la terza, Monte Craguenza (azzurro) la quarta e Monte Matajur (giallo) la quinta.*

### 3.3 Ruolo del disturbo del suolo e della quota

Essendo il disturbo del suolo il principale driver di insediamento di nuove specie si è analizzato in che modo il disturbo del suolo dovuto all'aratura influenza l'abbondanza di specie. I risultati hanno evidenziato che il disturbo diminuisce in maniera sostanziale il numero di specie che si riescono ad insediare immediatamente (Figura 16).

Le analisi statistiche hanno dimostrato una relazione negativa statisticamente valida tra la ricchezza in specie e il disturbo ( $p$  – value < 0.001) (Tabella 4).

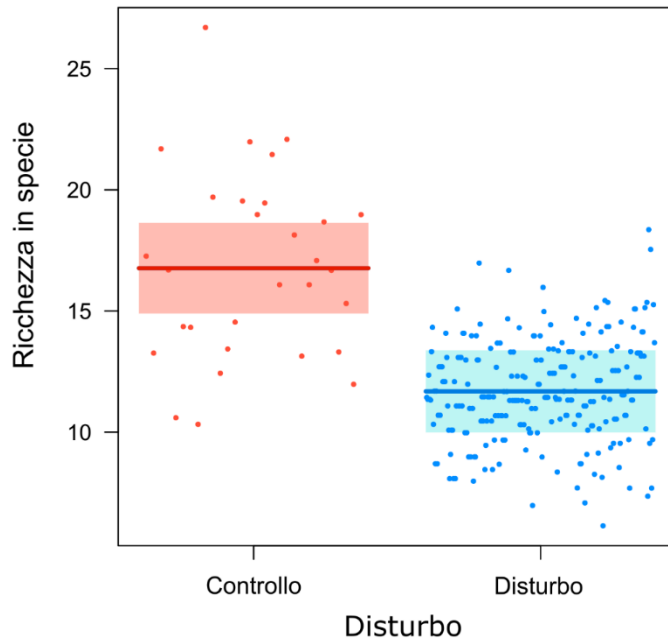


Figura 16: Relazione tra ricchezza in specie e disturbo del suolo.

Tabella 4: Risultato del modello lineare misto testato per esaminare gli effetti del disturbo del suolo sulla ricchezza in specie. Significatività,  $p$ -value: < 0.001 “\*\*\*”, < 0.01 “\*\*”, < 0.05 “\*”.

Ricchezza in specie e disturbo del suolo					
Variabile esplicativa	Stima	Errore standard	DF	t	p
Disturbo del suolo	- 5.083	0.465	254	- 10.939	< 0.001 ***

Successivamente si è approfondito lo studio valutando la correlazione tra la ricchezza in specie e l’altitudine. Le analisi sono state eseguite considerando separatamente specie native e specie esotiche in modo da evidenziare il trend diverso di queste due categorie (Figura 17). Per quanto riguarda le specie native si può dire che la ricchezza in specie e l’aumento della quota sono positivamente correlati ( $p$  – value = 0.0226) e che il disturbo diminuisce significativamente l’abbondanza delle specie ( $p$  – value < 0.001). Analizzando le specie neofite, invece, si può considerare statisticamente significativa la

relazione positiva tra ricchezza in specie e disturbo ( $p$  – value = 0.0124), confermando che, per le specie neofite, il disturbo ha un ruolo positivo nell'insediamento di un maggior numero di specie. La variazione della ricchezza in specie con la quota è, in questo caso, negativa e ha un trend marginale ( $p$  – value ~ 0.05) (Tabella 5).

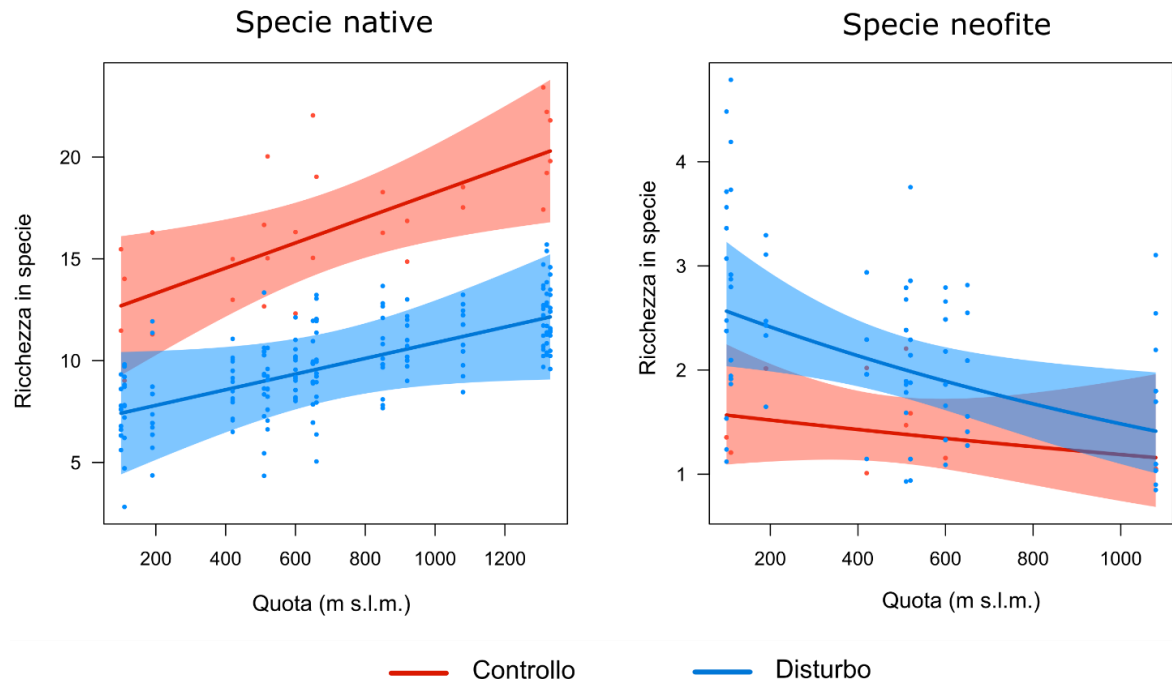


Figura 17: Relazione tra ricchezza in specie e quota per le specie native (sinistra) e neofite (destra), considerando la distinzione tra disturbo del suolo e plot di controllo.

Tabella 5: Risultato del modello lineare misto testato per esaminare gli effetti della quota e del disturbo, sulla ricchezza in specie, per piante native ed esotiche. Significatività,  $p$ -value: < 0.001 “\*\*\*”, < 0.01 “\*\*”, < 0.05 “\*”.

Ricchezza in specie e quota						
	Variabili esplicative	Stima	Errore standard	DF	t	p
Specie native	Quota	0.006	0.002	13	2.585	0.0226 *
	Disturbo del suolo	- 5.042	1.130	58	- 4.462	< 0.001 ***
Specie neofite	Quota	- 0.0006	0.0002	7	- 2.295	0.0554 .
	Disturbo del suolo	0.383	0.105	35	3.638	0.0009 ***

### 3.4 Ruolo della fitofagia sulla biomassa

Oltre al disturbo del suolo e alla quota, un driver fondamentale dell'insediamento delle specie erbacee sono gli insetti fitofagi. Confrontando la biomassa dei sub – plot con la presenza di fitofagi con i sub – plot senza insetti, si è dimostrato che i fitofagi causano una differenza statisticamente significativa ( $p - \text{value} < 0.001$ ) nella diminuzione della biomassa (Figura 18, Tabella 6). La presenza di insetti fitofagi influenza negativamente la biomassa (Figura 19).

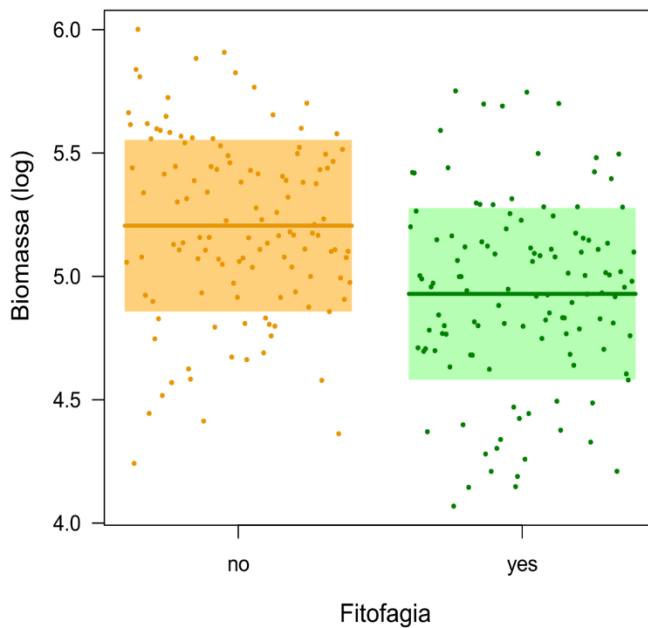


Figura 18: Effetto della fitofagia sulla biomassa.

Tabella 6: Risultato del modello lineare misto testato per esaminare gli effetti della fitofagia sulla biomassa. La biomassa è stata misurata in grammi. Significatività,  $p - \text{value}$ :  $< 0.001$  “\*\*\*”,  $< 0.01$  “\*\*”,  $< 0.05$  “\*”.

Biomassa, fitofagia					
Variabile esplicativa	Stima	Errore standard	DF	t	p
Fitofagia	- 0.276	0.051	179	- 5.363	< 0.001 ***





*Figura 19: Confronto sub - plot con e senza fitofagia. Sub – plot A e C esclusione della fitofagia, B e D presenza di fitofagia.*

### 3.5 Ruolo della fitofagia sul tasso di crescita

Per le analisi effettuate sul tasso di crescita si sono considerate solamente le specie che sono comparse all'interno dei rilievi almeno 30 volte (Tabella 7).

Tabella 7: Specie comparse almeno 30 volte nei rilievi effettuati.

<b>Specie</b>	<b>Status</b>	<b>Specie</b>	<b>Status</b>
<i>Achillea millefolium</i>	Nat.	<i>Lathyrus pratensis</i>	Nat.
<i>Aegopodium podagraria</i>	Nat.	<i>Leontodon hispidus</i>	Nat.
<i>Agrostis capillaris</i>	Nat.	<i>Leucanthemum ircutianum</i>	Nat.
<i>Alchemilla vulgaris</i>	Nat.	<i>Lotus corniculatus</i>	Nat.
<b><i>Ambrosia artemisiifolia</i></b>	<b>Neo.</b>	<i>Lysimachia vulgaris</i>	Nat.
<i>Arrhenatherum elatius</i>	Nat.	<i>Medicago lupulina</i>	Nat.
<i>Betonica officinalis</i>	Nat.	<i>Molinia coerulea</i>	Nat.
<i>Brachypodium rupestre</i>	Nat.	<i>Peucedanum oreoselinum</i>	Nat.
<i>Bromopsis erecta</i>	Nat.	<i>Pimpinella major</i>	Nat.
<i>Bupthalmum salicifolium</i>	Nat.	<i>Plantago lanceolata</i>	Nat.
<i>Calystegia sepium</i>	Nat.	<i>Plantago media</i>	Nat.
<i>Carex flacca</i>	Nat.	<i>Potentilla erecta</i>	Nat.
<i>Carex montana</i>	Nat.	<i>Prunella grandiflora</i>	Nat.
<i>Centaurea jacea</i>	Nat.	<i>Prunella vulgaris</i>	Nat.
<i>Centaurea nigrescens</i>	Nat.	<i>Ranunculus acris</i>	Nat.
<i>Chenopodium album</i>	Nat.	<i>Ranunculus polyanthemophyllus</i>	Nat.
<i>Cirsium arvense</i>	Nat.	<i>Rubus idaeus</i>	Nat.
<i>Dactylis glomerata</i>	Nat.	<i>Salvia pratensis</i>	Nat.
<i>Digitaria sanguinalis</i>	Nat.	<i>Setaria pumila</i>	Nat.
<i>Elytrigia repens</i>	Nat.	<i>Setaria viridis</i>	Nat.
<i>Equisetum telmateja</i>	Nat.	<i>Solanum nigrum</i>	Nat.
<b><i>Erigeron annuus</i></b>	<b>Neo.</b>	<i>Sonchus oleraceus</i>	Nat.
<i>Euphorbia cyparissias</i>	Nat.	<i>Taraxacum sect. Taraxacum</i>	Nat.
<i>Filipendula vulgaris</i>	Nat.	<i>Trifolium montanum</i>	Nat.
<i>Galium mollugo</i>	Nat.	<i>Trifolium pratense</i>	Nat.
<i>Galium verum</i>	Nat.	<i>Trifolium repens</i>	Nat.
<i>Hypericum perforatum</i>	Nat.	<i>Vicia cracca</i>	Nat.

La fitofagia, oltre ad avere un effetto negativo sulla biomassa, influenza anche il tasso di crescita. Il tasso di crescita è stato calcolato come rapporto tra la copertura percentuale alla 4° settimana (T2) sulla copertura percentuale alla 2° settimana dall'aratura (T1):

$$Tasso\ di\ crescita = \frac{copertura\ \%_{T2}}{copertura\ \%_{T1}}$$

È stato infatti considerato che la crescita iniziale sia quella che maggiormente risente di una eventuale stress da fitofagia. Le analisi hanno dimostrato che, in presenza di fitofagia, il tasso di crescita è inferiore rispetto alle aree in cui la fitofagia è stata esclusa (Figura 20, Tabella 8).

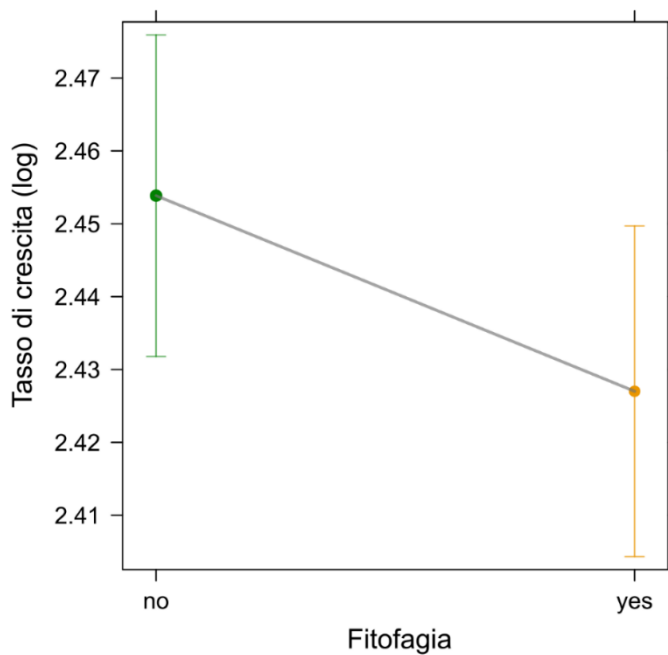


Figura 20: Relazione tra fitofagia e tasso di crescita.

Tabella 8: Risultato del modello lineare misto testato per esaminare l'effetto della fitofagia sul tasso di crescita delle specie. Significatività, p-value: < 0.001 “\*\*\*”, < 0.01 “\*\*”, < 0.05 “\*”.

Biomassa e fitofagia					
Variabile esplicativa	Stima	Errore standard	DF	t	p
Fitofagia	- 0.027	0.0083	298	- 3.203	0.0015 **

Si è poi analizzato l'andamento del tasso di crescita di specie native e neofite in interazione con il trattamento della fitofagia (Figura 21). In assenza di fitofagia si può dire che il tasso di crescita di specie native e neofite è pressoché lo stesso. In presenza di fitofagi, invece, il tasso di crescita varia in maniera negativa ( $p$  – value = 0.0005). Considerando l'interazione tra fitofagia e status di una specie si nota che il tasso di crescita di specie neofite sia maggiore rispetto a quello delle specie native ( $p$  – value = 0.0485) (Tabella 9). Ciò fa pensare che gli insetti fitofagi vadano a mangiare principalmente specie native, che subiscono danni maggiori. Il maggiore tasso di crescita delle specie esotiche è probabilmente causato dalla minore competizione per nutrienti e luce.

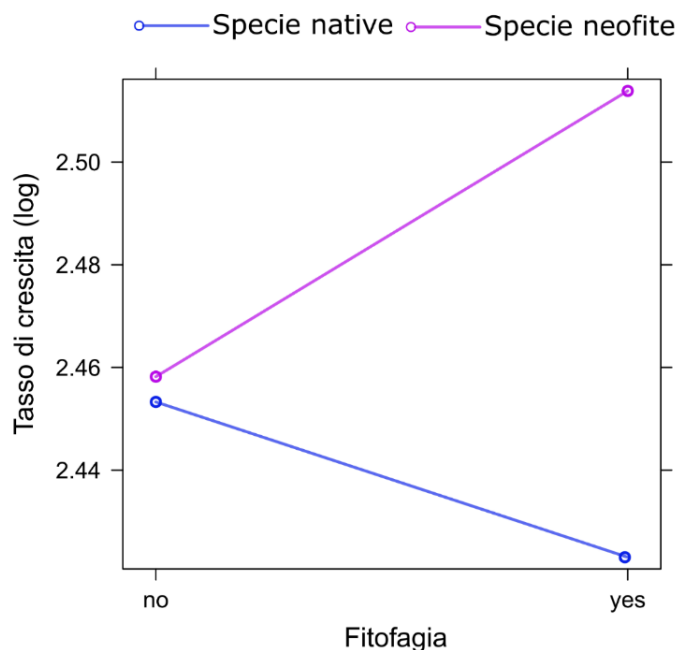
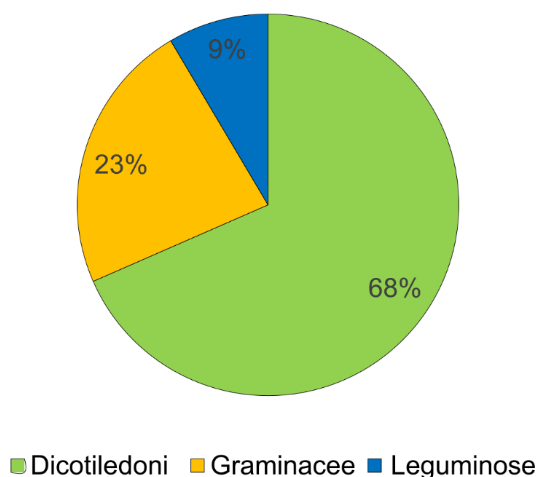


Figura 21: Relazione tra fitofagia e tasso di crescita di specie native e neofite.

Tabella 9: Risultato del modello lineare misto testato per esaminare gli effetti della fitofagia sul tasso di crescita di specie native ed esotiche. Significatività,  $p$ -value: < 0.001 “\*\*\*”, < 0.01 “\*\*”, < 0.05 “\*”.

Tasso di crescita e fitofagia					
Variabili esplicative	Stima	Errore standard	DF	t	p
Fitofagia	- 0.030	0.0085	297	-3.546	0.0005 ***
Neofite	0.005	0.055	50	0.089	0.9297
Fitofagia x neofite	0.086	0.043	297	1.981	0.0485 *

La *Figura 22* evidenzia quale è la composizione finale percentuale delle coperture dei tre gruppi funzionali successivamente analizzati.



*Figura 22: Percentuale finale di copertura dei gruppi funzionali.*

Infine, si è voluto analizzare come la fitofagia influenza il tasso di crescita di tre gruppi funzionali: graminacee, leguminose e altre dicotiledoni (*Figura 23*). I risultati mostrano che la fitofagia influenza negativamente il tasso di crescita ( $p - \text{value} = 0.002$ ) e, più in particolare, che il tasso di crescita delle graminacee, in interazione con la fitofagia è molto inferiore rispetto a quello in assenza degli insetti ( $p - \text{value} = 0.0363$ ). Lo stesso trend, anche se non statisticamente significativo, lo si è evidenziato nel gruppo funzionale delle dicotiledoni. Questa diminuzione di crescita fa sì che ci sia più spazio all'interno dell'area e quindi le leguminose hanno più spazio per crescere. Infatti, si è notato che in presenza di fitofagia il tasso di crescita delle leguminose aumenta leggermente ( $p - \text{value} = 0.0363$ ) (*Tabella 10*).

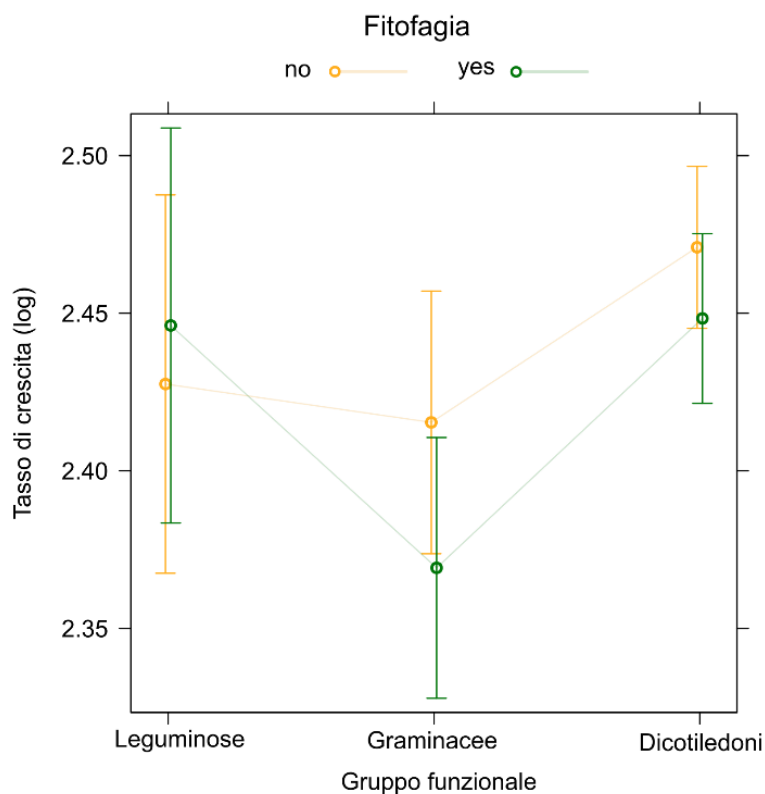


Figura 23: Relazione tra gruppo funzionale e tasso di crescita in presenza o assenza di fitofagia.

Tabella 10: Risultato del modello lineare misto testato per esaminare gli effetti che la fitofagia provoca sul tasso di crescita in relazione ai gruppi funzionali. Significatività, p-value: < 0.001 “\*\*\*”, < 0.01 “\*\*”, < 0.05 “\*”.

Tasso di crescita e fitofagia					
Variabili esplicative	Stima	Errore standard	DF	t	p
Fitofagia	-0.046	0.015	296	-3.112	0.002 **
Leguminose	0.012	0.037	49	0.327	0.7452
Dicotiledoni	0.056	0.025	49	2.229	0.0304 *
Fitofagia x leguminose	0.065	0.031	296	2.103	0.0363 *
Fitofagia x dicotiledoni	0.024	0.018	296	1.282	0.2009
Fitofagia x graminacee	-0.065	0.031	296	-2.103	0.0363 *

## 4. Discussione

In questa tesi si è studiato, tramite un esperimento manipolativo, in che modo l'insediamento e lo sviluppo delle specie erbacee sia influenzato da tre importanti driver: la quota, il disturbo del suolo e la fitofagia.

L'esperimento dimostra che il fattore principale che influenza l'insediamento delle specie, sia native che esotiche, è il disturbo del suolo, mentre la fitofagia assume maggiore importanza nella crescita successiva delle piante. Lo status di una specie (nativa o esotica) è importante sia per determinare il successo e la facilità di insediamento che il suo successivo sviluppo. Tuttavia, lo status non è l'unico fattore che limita l'interazione tra pianta e fitofago ma, questa interazione, può dipendere anche dal gruppo funzionale di appartenenza (graminacee, leguminose o dicotiledoni): le diverse famiglie, infatti, adottano svariati meccanismi di difesa contro la fitofagia.

### 4.1 Il disturbo del suolo e la quota

La raccolta dati, effettuata con l'utilizzo di data logger, per osservare l'andamento della temperatura lungo il gradiente altitudinale (da 100 a 1330 m s.l.m.), evidenzia un trend costante di diminuzione lungo la quota. In questo modo è possibile utilizzare la quota come indicatore di temperatura e interpretare i dati in relazione ai cambiamenti climatici e, più in particolare, al riscaldamento globale. Come già detto, i cambiamenti climatici (riscaldamento globale, l'eutrofizzazione, invasione di nuove specie esotiche, frammentazione e perdita di habitat) sono tra i principali fattori che causano la perdita di biodiversità montana (De Chazal and Rounsevell, 2009; Fahrig, 2003; Haider et al., 2018).

La diffusione di specie sia native che esotiche, è principalmente causato dal disturbo del suolo (Jauni et al., 2015; Lembrechts et al., 2016; Müller et al., 2016), ma è importante tener conto dell'intensità di quest'ultimo per verificare la risposta dell'ecosistema (Davis et al., 2000; McDougall et al., 2005; Seipel et al., 2018). In questa tesi si è effettuato uno tra i disturbi più intensi per verificare la risposta dell'ecosistema in un caso estremo.

*Dainese and Poldini, (2012)* sostengono che la ricchezza in specie diminuisce in modo lineare con l'aumento del disturbo. Le analisi effettuate confermano

quanto detto, infatti si è osservata una relazione negativa significativa tra la ricchezza in specie e il disturbo del suolo. Si può dire con relativa certezza che, successivamente al disturbo, solamente poche specie saranno in grado di insediarsi e svilupparsi nel nuovo sito. La presenza sempre maggiore dei cambiamenti della qualità degli habitat e della struttura del paesaggio minacciano la sopravvivenza di specie vegetali e animali strettamente dipendenti da habitat semi-naturali (Tscharrntke et al., 2005), per cui è importante evitare il più possibile la gestione intensiva da un lato e l'abbandono della gestione delle praterie semi-naturali dall'altro per limitare la perdita di specie.

Considerare il trattamento "disturbo" in maniera isolata può essere fuorviante perché esso agisce sempre in combinazione con altri fattori. Ad esempio, se si considera il disturbo in interazione con la quota (quindi con la temperatura) e lo status di una specie (nativa o neofita) i risultati possono variare. Per le specie native il disturbo fa diminuire la ricchezza in specie lungo tutto il gradiente altitudinale, mentre per le specie esotiche avviene l'esatto contrario, come già visto da *Jauni et al., (2015)*.

Numerosi studi hanno dimostrato il diverso trend della ricchezza in specie di piante native ed esotiche lungo il gradiente altitudinale. *Austrheim, (2002)*; *Dainese and Poldini, (2012)*; *Haider et al., (2018)*; *Marini et al., (2012)* dimostrano che l'andamento delle specie native segue un andamento a campana con una ricchezza massima attorno ai 1100 m s.l.m., mentre *Becker et al., (2005)*; *Marini et al., (2012)*; *McDougall et al., (2005)*; *Pauchard and Alaback, (2004)* dimostrano che il trend delle specie esotiche è negativo lungo l'intero gradiente altitudinale. I risultati trovati nel presente studio sono a supporto di questi autori. Avendo preso in considerazione un range di altitudine limitato tra i 100 m s.l.m. e i 1300 m s.l.m., per le specie native, si è evidenziato solamente il trend positivo, mentre per le specie esotiche è stato rilevato il trend negativo. Una volta insediata, l'abbondanza di una specie nativa o esotica, sarà mediata da altri fattori.



## **4.2 La fitofagia e la biomassa**

Un altro importante driver che influenza l'insediamento e la crescita di una specie è l'erborivoria, ad opera di piccoli mammiferi, insetti e uccelli (Levine et al., 2004). La quantità di biomassa superficiale asportata e ingerita dagli erbivori nelle comunità di prateria può arrivare fino al 30 – 50 % (Smith and Smith, 2007).

I risultati ottenuti dimostrano che la presenza di fitofagia causa una diminuzione nella biomassa delle specie all'interno dei plot disturbati. Per ottenere questo risultato si è confrontata la biomassa superficiale secca presente nelle aree con fitofagia con quella presente nei sub – plot in assenza di fitofagia al culmine della crescita. Negli habitat presi in considerazione nella tesi si è misurata una perdita media di biomassa pari a circa il 22 %. *Engelkes et al., (2016)*, in accordo con quanto dimostrato nelle tesi ha verificato che gli insetti fitofagi hanno un effetto negativo sulla biomassa e l'entità di questo effetto dipende dall'interazione tra status e genere di una pianta.

## **4.3 La fitofagia e il tasso di crescita**

La perdita o la diminuzione della superficie fogliare causata dall'erborivoria riduce, oltre alla biomassa, anche il vigore della pianta stessa, rendendola meno competitiva all'interno della comunità. Piante soggette a fitofagia sono in svantaggio competitivo rispetto alla vegetazione circostante. Questo svantaggio è maggiore negli stadi giovanili, quando la pianta è già, per sua costituzione, meno competitiva (Smith and Smith, 2007). Ad esempio, la presenza di insetti succhiatori come gli afidi possono ridurre i tassi di crescita fino al 25 % (Smith and Smith, 2007).

Il tasso di crescita considerato in questo studio è stato quello iniziale, calcolato tra la seconda e la quarta settimana dal disturbo del suolo. Il motivo per cui si è scelto di considerare questo arco temporale è legato al fatto che la fitofagia funge da barriera all'invasione iniziale (Keane and Crawley, 2002; Levine et al., 2004; Tamburini et al., 2018).

Alcuni autori sono concordi nel dire che la fitofagia possa causare un effetto negativo sulla performance e sulla sopravvivenza delle piante (Borgström et al., 2018; Levine et al., 2004). Nel presente studio, a conferma di quanto appena

detto, è stato dimostrato che la fitofagia causa una diminuzione del tasso di crescita delle specie considerate. Il tasso di crescita rilevato non risulta essere prossimo allo zero perché la fitofagia raramente uccide una pianta erbacea, ma la indebolisce e ne riduce il vigore vegetativo, costringendo la pianta a utilizzare risorse riservate ad altro per rigenerare i tessuti danneggiati (Smith and Smith, 2007).

La fitofagia, come ogni altro trattamento, causa delle risposte diverse a seconda dello status della pianta. Tuttavia, riguardo a questo argomento, non tutti gli autori sono d'accordo su come le specie native ed esotiche si comportino in interazione con la fitofagia. *Levine et al., (2004)* hanno detto che, in alcuni casi, essendo i fitofagi specialisti, avranno un minor impatto sulle specie esotiche; *Liu et al., (2007)* affermano che, l'elevata presenza di fitofagi in un habitat causa un maggior danno sulle specie autoctone rispetto alle specie esotiche. Al contrario, autori come *Meijer et al., (2016)* e *Engelkes et al., (2016)*, dimostrano che i livelli di fitofagia non variano tra specie native ed esotiche, in quanto i fitofagi sono in grado di adattarsi e riconoscere come fonte di cibo anche specie filogeneticamente affini. *Engelkes et al., (2016)* afferma che gli effetti della fitofagia sono dipendenti dal grado di affinità delle specie e dalle strategie di difesa (fisiche o chimiche) che quest'ultime adoperano.

Il presente studio dimostra, in accordo con quanto detto da *Levine et al., (2004)* e *Liu et al., (2007)* che, in assenza di fitofagia il tasso di crescita delle specie native ed esotiche è pressoché uguale, mentre, in presenza di fitofagia, il tasso di crescita delle specie native è minore. Si ipotizza che la diminuzione del tasso di crescita delle specie native, causato da un consumo maggiore da parte di insetti fitofagi, renda queste specie meno competitive e generi condizioni favorevoli allo sviluppo di specie esotiche, determinandone un aumento dei tassi di crescita. Al contrario di quanto sostenuto da *Engelkes et al., (2016)* i risultati trovati potrebbero far pensare che la presenza di fitofagia, favorendo la crescita di specie esotiche, possa causare la dominanza di queste specie in siti disturbati.

La fitofagia, oltre che agire a livello dello status di una pianta, influenza in maniera diversa specie invasive e non, regolando l'abbondanza delle popolazioni invasive: specie invasive saranno meno soggette a fitofagia (Carpenter and Cappuccino, 2005; Levine et al., 2004). Si può concludere

quindi che, in generale, che il carico di fitofagi su specie esotiche invasive sarà inferiore (Liu and Stiling, 2006) rendendo queste piante, già particolarmente competitive, pericolose per l'invasione di nuovi habitat. Il controllo e il monitoraggio delle specie esotiche invasive sarebbero quindi auspicabili per la riduzione di perdita della biodiversità.

*Müller et al., (2016)* hanno visto che il livello di fitofagia, più che essere legato allo status di una pianta, dipende dalla famiglia di appartenenza di una specie.

Le piante, per contrastare la fitofagia hanno sviluppato delle difese strutturali (foglie pelose, spine, aghi...) e delle difese chimiche. Se le prime limitano la quantità di tessuto che può essere ingerito dall'erbivoro, le seconde ne limitano la qualità. In particolare, le piante contengono al loro interno composti secondari (chiamati metaboliti secondari) che limitano la capacità degli erbivori di digerire i tessuti della pianta (Smith and Smith, 2007). Il tipo di metaboliti secondari varia da specie a specie, ma si possono trovare alcune comunanze a livello di famiglia: le *Fabaceae*, ad esempio, contengono composti fenolici ed azotati che fungono da deterrenti alimentari rendendo i tessuti della pianta non digeribili o di sapore sgradevole. L'identità del gruppo funzionale di appartenenza, quindi, può fungere da predittore di resistenza biotica (Byun et al., 2013; Scherber et al., 2006). In questa tesi, come ultima analisi, si è analizzato come il tasso di crescita varia all'interno dei diversi gruppi funzionali in interazione con il trattamento di fitofagia. Si è dimostrato, che le *Poaceae* subiscono maggiori danni (diminuzione del tasso di crescita) rispetto agli altri gruppi funzionali presenti, al contrario il tasso di crescita delle *Fabaceae* aumenta leggermente, probabilmente a causa della minore competizione a carico delle altre specie presenti.

Come detto da *Prieur-Richard et al., (2002)*, le *Poaceae* possono ospitare una comunità di fitofagi più densa e diversificata. Sempre *Prieur-Richard et al., (2002)* affermano che la presenza di fitofagi è influenzata negativamente dalla presenza di *Fabaceae* a causa del loro contenuto di metaboliti secondari. Tuttavia non tutti gli autori sono in completo accordo con queste ipotesi: *Byun et al., (2013)* e *Scherber et al., (2006)* sostengono che la presenza di *Poaceae* diminuisce la fitofagia, mentre le *Fabaceae* facilitano l'invasione perché, con la loro capacità di fissare azoto, rendono la comunità vegetale più rigogliosa ed attraente. Si può tuttavia pensare che la presenza di una comunità di insetti

molto numerosa non sia indicatore di quale gruppo funzionale è più soggetto a fitofagia. Potrebbe essere che la presenza di *Fabaceae* faciliti l'invasione ma, che le piante appartenenti a questa famiglia, siano in grado di difendersi dalla fitofagia tramite le strategie sopra elencate.

## 5. Conclusioni

La tesi è mirata allo studio di tre importanti driver che influenzano l'insediamento delle specie vegetali: la quota, come indice di temperatura, il disturbo del suolo e la fitofagia. Si è voluto indagare come questi fattori influenzano l'insediamento e la crescita di specie native e neofite.

Il disturbo causa una sostanziale diminuzione del numero di specie che sono in grado di instaurarsi nel nuovo habitat, inoltre, in interazione con il gradiente altitudinale, produce degli effetti diversi per specie native ed esotiche: con il disturbo la ricchezza in specie di piante native aumenta, mentre quella di specie esotiche diminuisce; considerando il disturbo in interazione con la quota il trend delle specie native è a campana, mentre quello delle specie esotiche è decrescente. Questo può essere spiegato dal fatto che le condizioni successive all'aratura favoriscono maggiormente le specie più competitive. Specie esotiche solitamente hanno fitness maggiore rispetto a specie native, per cui l'aratura favorisce la nascita e lo sviluppo di molte specie esotiche, spesso invasive.

La presenza di insetti fitofagi influenza molto l'insediamento e la successiva crescita delle specie presenti in un'area: oltre che a diminuire sensibilmente la biomassa, causa una modificazione nei tassi di crescita delle specie sia esotiche che native. Nonostante la diminuzione generale, le specie native subiscono maggiori danni ad opera di fitofagi poiché c'è stata una co-evoluzione tra le due comunità. Questa coevoluzione favorisce una maggiore diffusione delle specie esotiche e un aumento dei tassi di crescita di quest'ultime. Specie native e neofite possono appartenere a famiglie o generi filogeneticamente affini per cui la fitofagia può influenzare il tasso di crescita delle specie indipendentemente dal loro status: per questo si è osservata l'influenza della fitofagia sul il tasso di crescita delle graminacee, leguminose e altre dicotiledoni. Si è visto che la fitofagia influenza negativamente la crescita delle graminacee e delle altre dicotiledoni, mentre positivamente la crescita delle leguminose. Questo risultato mostra che le leguminose, probabilmente a causa del loro contenuto di metaboliti secondari, sono meno influenzate dalla fitofagia e che ne traggano un vantaggio competitivo.

Dalle analisi effettuate si può concludere che la presenza e lo sviluppo delle specie esotiche sono favoriti dal disturbo del suolo e dalla fitofagia. Tuttavia, la

fitofagia non è legata esclusivamente alla crescita delle specie in relazione al suo status, ma le difese attuate dalla pianta per resistere alla fitofagia giocano un ruolo importante per lo sviluppo della pianta stessa.

Controllare l'intensità e la frequenza del disturbo e la comunità di fitofagi presente è importante per limitare l'inserimento di specie esotiche ed evitare che queste diventino invasive, causando in questo modo una perdita di biodiversità.

## **5.1 Implicazioni per la gestione**

La tesi dimostra che il disturbo del suolo è il principale driver che influenza l'insediamento e la presenza di una specie, e di conseguenza la biodiversità di aree di prateria. Conoscere e studiare i fattori che influenzano la biodiversità di ambienti naturali o semi – naturali è importante per capire quale sia la gestione del territorio più consona al mantenimento e alla salvaguardia di queste aree. In particolare, la gestione delle praterie è fondamentale da un lato per prevenire la riforestazione (Peter et al., 2009), dall'altro per limitare l'impatto causato dall'intensificazione delle pratiche agricole (Smart et al., 2005; Tamis et al., 2005). In questo modo si riesce a contrastare la sempre maggiore perdita di biodiversità registrata in questo ambiente.

In uno scenario di cambiamenti climatici, la presenza dell'uomo è e sarà sempre più persistente, causando fenomeni di disturbo più frequenti e di maggiore intensità. Si basti pensare, in pianura, l'aumento di aree ad agricoltura intensiva o la costruzione e l'allargamento di strade anche in ambienti montani, o ancora ai rimodellamenti del suolo causati dalla costruzione di nuovi impianti sciistici. L'agricoltura (in particolare quella a gestione intensiva), attraverso l'aratura frequente, è una delle pratiche umane che più favorisce l'insediamento di specie esotiche. Le specie presenti in queste aree, infatti, si trovano in ambienti praticamente privi di competizione e riusciranno, grazie alla loro alta fitness, ad insediarsi facilmente. La costruzione di nuove strade, anche in zone montane, per permettere una maggiore connettività tra i centri abitati, causa anch'esso un aumento di specie esotiche. In generale, le pratiche e le costruzioni umane fungono da zone di diffusione iniziale delle specie esotiche invasive che da questi punti sono potenzialmente in grado di diffondersi velocemente.

Tuttavia, l'aumento delle attività umane non è l'unica minaccia per la biodiversità montana. Dall'altro lato, c'è da considerare anche l'abbandono delle aree montane e delle pratiche di gestione ad esse collegate. Il fenomeno di abbandono causa l'avanzamento delle aree boscate e la conseguente perdita di aree di prateria. *Tälle et al., (2018)* hanno dimostrato che la maggior frequenza di sfalci, nella prateria, contribuisce ad una maggiore ricchezza in specie, per cui, per mantenere la biodiversità presente, è importante continuare a gestire in maniera tradizionale queste aree.





## Bibliografia

- Alexander, J. M., Kueffer, C., Daehler, C. C., Edwards, P. J., Pauchard, A., Seipel, T., ... Walsh, N. (2011). Assembly of nonnative floras along elevational gradients explained by directional ecological filtering. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, *108*(2), 656–661. <https://doi.org/10.1073/pnas.1013136108>
- Aronson, M. F. J., La Sorte, F. A., Nilon, C. H., Katti, M., Goddard, M. A., Lepczyk, C. A., ... Winter, M. (2014). A global analysis of the impacts of urbanization on bird and plant diversity reveals key anthropogenic drivers. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, *281*(1780). <https://doi.org/10.1098/rspb.2013.3330>
- Austrheim, G. (2002). Plant diversity patterns in semi-natural grasslands along an elevational gradient in southern Norway. *Plant Ecology*, *161*(2), 193–205. <https://doi.org/10.1023/A:1020315718720>
- Becker, T., Dietz, H., Billeter, R., Buschmann, H., Edwards, P. J. (2005). Altitudinal distribution of alien plant species in the Swiss Alps. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics*, *7*(3), 173–183. <https://doi.org/10.1016/j.ppees.2005.09.006>
- Bellard, C., Bertelsmeier, C., Leadley, P., Thuiller, W., Courchamp, F. (2012). Impacts of climate change on the future of biodiversity. *Ecology Letters*, *15*(4), 365–377. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2011.01736.x>
- Borgström, P., Bommarco, R., Strengbom, J., Viketoft, M. (2018). Above- and belowground insect herbivores mediate the impact of nitrogen eutrophication on the soil food web in a grassland ecosystem. *Oikos*, *127*(9), 1272–1279. <https://doi.org/10.1111/oik.04763>
- Byun, C., de Blois, S., Brisson, J. (2013). Plant functional group identity and diversity determine biotic resistance to invasion by an exotic grass. *Journal of Ecology*, *101*(1), 128–139. <https://doi.org/10.1111/1365-2745.12016>
- Carpenter, D., Cappuccino, N. (2005). Herbivory, time since introduction and the invasiveness of exotic plants. *Journal of Ecology*, *93*(2), 315–321. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2745.2005.00973.x>
- Celesti-Grapow, L., Pretto, F., Carli, E., Blasi, C. (2010). *Flora vascolare alloctona e invasiva delle regioni d'Italia*. Roma: Università La Sapienza.

- Colautti, R. I., Grigorovich, I. A., MacIsaac, H. J. (2006). Propagule pressure: A null model for biological invasions. *Biological Invasions*, 8(5), 1023–1037. <https://doi.org/10.1007/s10530-005-3735-y>
- Daehler, C. C. (2003). Performance Comparisons of Co-Occurring Native and Alien Invasive Plants: Implications for Conservation and Restoration. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 34, 183–211. <https://doi.org/10.1146/annurev.ecolsys.34.011802.132403>
- Dainese, M., Aikio, S., Hulme, P. E., Bertolli, A., Prosser, F., Marini, L. (2017). Human disturbance and upward expansion of plants in a warming climate. *Nature Climate Change*, 7(8), 577–580. <https://doi.org/10.1038/NCLIMATE3337>
- Dainese, M., Poldini, L. (2012). Plant and animal diversity in a region of the Southern Alps: the role of environmental and spatial processes. *Landscape Ecology*, 27(3), 417–431. <https://doi.org/10.1007/s10980-011-9687-y>
- Davis, M. A., Grime, J. P., Thompson, K. (2000). Fluctuating resources in plant communities: A general theory of invasibility. *Journal of Ecology*, 88(3), 528–534. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2745.2000.00473.x>
- De Chazal, J., Rounsevell, M. D. A. (2009). Land-use and climate change within assessments of biodiversity change: A review. *Global Environmental Change*, 19(2), 306–315. <https://doi.org/10.1016/j.gloenvcha.2008.09.007>
- Dietz, H., Wirth, L. R., Buschmann, H. (2004). Variation in herbivore damage to invasive and native woody plant species in open forest vegetation on Mahé, Seychelles. *Biological Invasions*, 6(4), 511–521. <https://doi.org/10.1023/B:BINV.0000041566.23330.60>
- Engelkes, T., Meisner, A., Morriën, E., Kostenko, O., Van der Putten, W. H., Macel, M. (2016). Herbivory and dominance shifts among exotic and congeneric native plant species during plant community establishment. *Oecologia*, 180(2), 507–517. <https://doi.org/10.1007/s00442-015-3472-6>
- Fahrig, L. (2003). Effects of Habitat Fragmentation on Biodiversity. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 34(1), 487–515. <https://doi.org/10.1146/annurev.ecolsys.34.011802.132419>

- Funk, J. L., Vitousek, P. M. (2007). Resource-use efficiency and plant invasion in low-resource systems. *Nature*, 446(7139), 1079–1081. <https://doi.org/10.1038/nature05719>
- Haider, S., Kueffer, C., Bruelheide, H., Seipel, T., Alexander, J. M., Rew, L. J., ... Pauchard, A. (2018). Mountain roads and non-native species modify elevational patterns of plant diversity. *Global Ecology and Biogeography*, 27(6), 667–678. <https://doi.org/10.1111/geb.12727>
- Hulme, P. E. (2014). Alien plants confront expectations of climate change impacts. *Trends in Plant Science*, 19(9), 547–549. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2014.05.003>
- Jauni, M., Gripenberg, S., Ramula, S. (2015). Non-native plant species benefit from disturbance: a meta-analysis. *Oikos*, 124(2), 122–129. <https://doi.org/10.1111/oik.01416>
- Kappelle, M., Van Vuuren, M. M. I., Baas, P. (1999). Effects of climate change on biodiversity: A review and identification of key research issues. *Biodiversity and Conservation*, 8(10), 1383–1397. <https://doi.org/10.1023/A:1008934324223>
- Keane, R. M., Crawley, M. J. (2002). Exotic plant invasions and the enemy release hypothesis. *Trends in Ecology and Evolution*, 17(4), 164–170. [https://doi.org/10.1016/S0169-5347\(02\)02499-0](https://doi.org/10.1016/S0169-5347(02)02499-0)
- Kempel, A., Chrobock, T., Fischer, M., Rohr, R. P., Van Kleunen, M. (2013). Determinants of plant establishment success in a multispecies introduction experiment with native and alien species. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 110(31), 12727–12732. <https://doi.org/10.1073/pnas.1300481110>
- Koricheva, J., Mulder, C. P. H., Schmid, B., Joshi, J., Huss-Danell, K. (2000). Numerical responses of different trophic groups of invertebrates to manipulations of plant diversity in grasslands. *Oecologia*, 125(2), 271–282. <https://doi.org/10.1007/s004420000450>
- Korner, C. (2002). Mountain biodiversity, its causes and function: an overview.

- Lembrechts, J. J., Pauchard, A., Lenoir, J., Nuñez, M. A., Geron, C., Ven, A., ... Milbau, A. (2016). Disturbance is the key to plant invasions in cold environments. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 113(49), 14061–14066. <https://doi.org/10.1073/pnas.1608980113>
- Levine, J. M. (2000). Species Diversity and Biological Invasions : Relating Local Process to Community Pattern, 175(1998), 1998–2001.
- Levine, J. M., Adler, P. B., Yelenik, S. G. (2004). A meta-analysis of biotic resistance to exotic plant invasions. *Ecology Letters*, 7(10), 975–989. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2004.00657.x>
- Liu, H., Stiling, P. (2006). Testing the enemy release hypothesis: A review and meta-analysis. *Biological Invasions*, 8(7), 1535–1545. <https://doi.org/10.1007/s10530-005-5845-y>
- Liu, H., Stiling, P., Pemberton, R. W. (2007). Does enemy release matter for invasive plants? Evidence from a comparison of insect herbivore damage among invasive, non-invasive and native congeners. *Biological Invasions*, 9(7), 773–781. <https://doi.org/10.1007/s10530-006-9074-9>
- Marini, L., Battisti, A., Bona, E., Federici, G., Martini, F., Pautasso, M., Hulme, P. E. (2012). Alien and native plant life-forms respond differently to human and climate pressures. *Global Ecology and Biogeography*, 21(5), 534–544. <https://doi.org/10.1111/j.1466-8238.2011.00702.x>
- Marini, L., Gaston, K. J., Prosser, F., Hulme, P. E. (2009). Contrasting response of native and alien plant species richness to environmental energy and human impact along alpine elevation gradients. *Global Ecology and Biogeography*, 18(6), 652–661. <https://doi.org/10.1111/j.1466-8238.2009.00484.x>
- McDougall, K. L., Lembrechts, J., Rew, L. J., Haider, S., Cavieres, L. A., Kueffer, C., ... Alexander, J. M. (2018). Running off the road: roadside non-native plants invading mountain vegetation. *Biological Invasions*, 20(12), 3461–3473. <https://doi.org/10.1007/s10530-018-1787-z>
- McDougall, K. L., Morgan, J. W., Walsh, N. G., Williams, R. J. (2005). Plant invasions in treeless vegetation of the Australian Alps. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics*, 7(3), 159–171. <https://doi.org/10.1016/j.ppees.2005.09.001>

- McIntyre, S., Lavorel, S., Tremont, R. M. (1995). Plant Life-History Attributes : Their Relationship to Disturbance Response in Herbaceous Vegetation. *Journal of Ecology*, 83(1), 31–44.
- Meijer, K., Schilthuizen, M., Beukeboom, L., Smit, C. (2016). A review and meta-analysis of the enemy release hypothesis in plant-herbivorous insect systems. *PeerJ*, 2016(12), 9–11. <https://doi.org/10.7717/peerj.2778>
- Müller, G., Horstmeyer, L., Rönneburg, T., van Kleunen, M., Dawson, W. (2016). Alien and native plant establishment in grassland communities is more strongly affected by disturbance than above- and below-ground enemies. *Journal of Ecology*, 104(5), 1233–1242. <https://doi.org/10.1111/1365-2745.12601>
- Pauchard, A., Alaback, P. B. (2004). Influence of Elevation, Land Use, and Landscape Context on Patterns of Alien Plant Invasions along Roadsides in Protected Areas of South-Central Chile. *Conservation Biology*, 18(1), 238–248. <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2004.00300.x>
- Pauchard, A., Kueffer, C., Dietz, H., Daehler, C. C., Alexander, J., Edwards, P. J., ... Seipel, T. (2009). Ain't no mountain high enough: plant invasions reaching new elevations. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 7(9), 479–486. <https://doi.org/10.1890/080072>
- Pauchard, A., Milbau, A., Albiñ, A., Alexander, J., Burgess, T., Daehler, C., ... Kueffer, C. (2016). Non-native and native organisms moving into high elevation and high latitude ecosystems in an era of climate change: new challenges for ecology and conservation. *Biological Invasions*, 18(2), 345–353. <https://doi.org/10.1007/s10530-015-1025-x>
- Peter, M., Gigon, A., Edwards, P. J., Lüscher, A. (2009). Changes over three decades in the floristic composition of nutrient-poor grasslands in the Swiss Alps. *Biodiversity and Conservation*, 18(3), 547–567. <https://doi.org/10.1007/s10531-008-9521-2>
- Poldini, L., Oriolo, G., Vidali, M. (2001). *Vascular Flora of Friuli-Venezia Giulia: An Annotated Catalogue and Synonymic Index* (Università). Trieste.
- Poschlod, P., Baumann, A., Karlik, P. (2009). Origin and development of grasslands in Central Europe. In *Grasslands in Europe*. KNNV Publishing. [https://doi.org/10.1163/9789004278103\\_003](https://doi.org/10.1163/9789004278103_003)

- Prieur-Richard, A.-H., Lavorel, S., Linhart, Y. B., Dos Santos, A. (2002). Plant diversity, herbivory and resistance of a plant community to invasion in Mediterranean annual communities. *Oecologia*, 130(1), 96–104. <https://doi.org/10.1007/s004420100774>
- Pyšek, P. (1995). On the terminology used in plant invasion studies. *Plant Invasions - General Aspects and Special Problems*, 71–81.
- Sandoya, V., Pauchard, A., Cavieres, L. A. (2017). Natives and non-natives plants show different responses to elevation and disturbance on the tropical high Andes of Ecuador. *Ecology and Evolution*, 7(19), 7909–7919. <https://doi.org/10.1002/ece3.3270>
- Scherber, C., Mwangi, P. N., Temperton, V. M., Roscher, C., Schumacher, J., Schmid, B., Weisser, W. W. (2006). Effects of plant diversity on invertebrate herbivory in experimental grassland. *Oecologia*, 147(3), 489–500. <https://doi.org/10.1007/s00442-005-0281-3>
- Seipel, T., Kueffer, C., Rew, L. J., Daehler, C. C., Pauchard, A., Naylor, B. J., ... Walsh, N. (2012). Processes at multiple scales affect richness and similarity of non-native plant species in mountains around the world. *Global Ecology and Biogeography*, 21(2), 236–246. <https://doi.org/10.1111/j.1466-8238.2011.00664.x>
- Seipel, T., Rew, L. J., Taylor, K. T., Maxwell, B. D., Lehnhoff, E. A. (2018). Disturbance type influences plant community resilience and resistance to *Bromus tectorum* invasion in the sagebrush steppe. *Applied Vegetation Science*, 21(3), 385–394. <https://doi.org/10.1111/avsc.12370>
- Smart, S. M., Bunce, R. G. H., Marrs, R., LeDuc, M., Firbank, L. G., Maskell, L. C., ... Walker, K. J. (2005). Large-scale changes in the abundance of common higher plant species across Britain between 1978, 1990 and 1998 as a consequence of human activity: Tests of hypothesised changes in trait representation. *Biological Conservation*, 124(3), 355–371. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2004.12.013>
- Smith, T. M., Smith, R. L. (2007). *Elementi di ecologia*. (Pearson, Ed.) (Pearson). Pearson.

- Tälle, M., Deák, B., Poschlod, P., Valkó, O., Westerberg, L., Milberg, P. (2018). Similar effects of different mowing frequencies on the conservation value of semi-natural grasslands in Europe. *Biodiversity and Conservation*, 27(10), 2451–2475. <https://doi.org/10.1007/s10531-018-1562-6>
- Tamburini, G., Dani, E., Bommarco, R., Marini, L. (2018). Effect of insect herbivory on plant community dynamics under contrasting water availability levels. *Journal of Ecology*, 106(5), 1819–1828. <https://doi.org/10.1111/1365-2745.13041>
- Tamis, W. L. M., Van't Zelfde, M., Van Der Meijden, R., Groen, C. L. G., Udo De Haes, H. A. (2005). Ecological interpretation of changes in the dutch flora in the 20th century. *Biological Conservation*, 125(2), 211–224. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2005.03.019>
- Tscharntke, T., Klein, A. M., Kruess, A., Steffan-Dewenter, I., Thies, C. (2005). Landscape perspectives on agricultural intensification and biodiversity – ecosystem service management. *Ecology Letters*, 8(8), 857–874. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2005.00782.x>
- UNFCCC. (1992). United Nations Frameworks Convention on Climate Change United Nations.
- Wahlman, H., Milberg, P. (2002). Management of semi-natural grassland vegetation: Evaluation of a long-term experiment in southern Sweden. *Annales Botanici Fennici*, 39(2), 159–166.
- Williamson, M. (1996). Biological invasions. *London: Chapman&Hall*.
- Wilson, J. B., Peet, R. K., Dengler, J., Pärtel, M. (2012). Plant species richness: The world records. *Journal of Vegetation Science*, 23(4), 796–802. <https://doi.org/10.1111/j.1654-1103.2012.01400.x>
- Wolking, F., Plank, S. (1981). Dry grasslands of Europe. *Council of Europe*.





## Allegati

### Rilievo floristico finale

ORSARIA	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Ajuga genevensis</i> L.	0.5		0.5													
<i>Amaranthus retroflexus</i> L.				0.5	0.5	1						1				
<i>Ambrosia artemisiifolia</i> L.	60	30	40	30	25	2	10		35	25		1				
<i>Asperula cynanchica</i> L.													0.5			
<i>Centaurea scabiosa</i> L.	1				3	2	5	2	0.5		10	4		5		0.5
<i>Cerastium fontanum</i> Baumg.																
<i>Chenopodium album</i> L.		1	1	2		0.5		2								0.5
<i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop.	1	3		2	2	30		5	20		40	4	70		30	30
<i>Erigeron annuus</i> (L.) Pers.									0.5	0.5		3		3	2	
<i>Euphorbia cyparissias</i> L.	2	1	1	1	1	0.5	0.5	1	1	0.5		1	5		5	5
<i>Filipendula vulgaris</i> Moench					0.5			0.5							3	
<i>Galium lucidum</i> All.	0.5															
<i>Medicago lupulina</i> L.		1	1		0.5											
<i>Onobrychis arenaria</i> (Kit.) DC.													0.5			
<i>Petrorhagia saxifraga</i> (L.) Link												0.5	1	0.5		
<i>Peucedanum oreoselinum</i> (L.) Moench						0.5	1	1	0.5		1			3		
<i>Plantago lanceolata</i> L.	1	1	1	3	0.5	2	3	3	20	25	1	8		3		
<i>Portulaca oleracea</i> L.										0.5						
<i>Ranunculus acris</i> L.													1			2
<i>Salvia pratensis</i> L.	1	2		1	1	0.5		1	0.5		4					0.5
<i>Sanguisorba minor</i> Scop.										0.5	0.5					0.5
<i>Scabiosa triandra</i> L.									0.5			0.5				
<i>Setaria pumila</i> (Poir.) Roem. & Schult.										5						
<i>Setaria viridis</i> (L.) P.Beauv. subsp. <i>viridis</i>	1	2	10	1	5	30	20	1		15		30		15		5
<i>Silene vulgaris</i> (Moench) Garcke	1			1			3			1		3	4	1		
<i>Solanum nigrum</i> L.													2			
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Taraxacum</i>														0.5		
<i>Teucrium chamaedrys</i> L.										0.5		0.5				
<i>Trifolium montanum</i> L.																0.5

FIRMANO	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Ailanthus altissima</i> (Miller) Swingle							1	1				10			5	3

<i>Amaranthus retroflexus</i> L.					0.5												
<i>Ambrosia artemisiifolia</i> L.						5	5	1		5		5	8	7		5	
<i>Bromopsis erecta</i> (Huds.) Fourr.	1		2					0.5									
<i>Centaurea jacea</i> L.				2													
<i>Chenopodium album</i> L.	1	0.5		1		0.5				0.5	0.5	1					
<i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop.						0.5	0.5										
<i>Erigeron annuus</i> (L.) Pers.	0.5										0.5		2	10	3	1	
<i>Euphorbia cyparissias</i> L.	1		1	0.5	0.5				5		0.5		0.5	0.5	0.5		
<i>Festuca rubra</i> L.														1			
<i>Filipendula vulgaris</i> Moench								0.5									
<i>Medicago lupulina</i> L.			0.5														
<i>Ononis spinosa</i> L.				0.5		0.5	1										
<i>Panicum capillare</i> L.		1			1	0.5		1				1					
<i>Plantago lanceolata</i> L.	2			0.5									0.5				
<i>Salvia pratensis</i> L.				0.5													
<i>Scabiosa triandra</i> L.												0.5					
<i>Setaria viridis</i> (L.) P. Beauv. subsp. <i>pycnocoma</i> Tzvelev	30	30	30	5	50	20	60	20	95	90	95	80	70	60	90	80	
<i>Setaria viridis</i> (L.) P. Beauv. subsp. <i>viridis</i>	50	50	60	80	40	60	30	70		3	3		5				
<i>Silene vulgaris</i> (Moench) Garcke	1	1	0.5	2												0.5	
<i>Thymus pulegioides</i> L.			0.5														
<i>Trifolium pratense</i> L.													0.5				

DOLEGNA	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Aegopodium podagraria</i> L.															1	
<i>Ajuga genevensis</i> L.																0.5
<i>Arrhenatherum elatius</i> (L.) Presl subsp. <i>elatius</i>	2			1					5	0.5			1	0.5	0.5	
<i>Calystegia sepium</i> (L.) R. Br.	10	5	5	0.5	5	0.5	5	10	3	6		5	10	5		
<i>Carex sylvatica</i> Huds.	0.5															
<i>Centaurea nigrescens</i> Willd.										1						
<i>Cerastium fontanum</i> Baumg.															0.5	
<i>Chenopodium polyspermum</i> L.									1		3			0.5	1	
<i>Conyza canadensis</i> (L.) Cronq.											3				0.5	
<i>Dactylis glomerata</i> L.													8			
<i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop.														0.5		
<i>Echium vulgare</i> L.						10										

<i>Equisetum telmateja</i> Ehrh.	5	10	20	10	10	10	5	10		3		10	30	15	15	
<i>Erigeron annuus</i> (L.) Pers.	30	20	30	5	20	10	10	0.5	20	4	10	15		3	30	15
<i>Euphorbia dulcis</i> L.		0.5			1			0.5								
<i>Filipendula vulgaris</i> Moench		0.5		0.5								5			1	
<i>Fragaria vesca</i> L.										0.5		0.5	3		0.5	
<i>Galium mollugo</i> L.			1				0.5		0.5	0.5	5		0.5		1	0.5
<i>Geranium molle</i> L. subsp. <i>molle</i>				0.5												
<i>Glechoma hederacea</i> L.							0.5	0.5						1		
<i>Holcus lanatus</i> L.												0.5	1			
<i>Lathyrus pratensis</i> L.	2			0.5		1				3		1				0.5
<i>Leucanthemum ircutianum</i> (Turcz.) DC.							0.5			0.5					1	
<i>Lotus corniculatus</i> L. s.s.						1										0.5
<i>Lysimachia vulgaris</i> L.	20	40	30	20	30	5	30	30	40	35	20	25	35	20	25	20
<i>Oxalis fontana</i> Bunge	5	40	5	30	10	10	30	20	5	20	35	25	5	25	15	5
<i>Plantago lanceolata</i> L.	5				10	1	5			1	3				4	
<i>Potentilla erecta</i> (L.) Räuschel										0.5						
<i>Primula vulgaris</i> Huds.						30										
<i>Ranunculus acris</i> L.										3				5	3	3
<i>Ranunculus repens</i> L. subsp. <i>villosus</i> Lamotte	5		0.5	0.5	0.5	1										
<i>Setaria pumila</i> (Poir.) Roem. & Schult.	1	0.5	5	0.5	0.5	10	10		0.5		3	1	3			5
<i>Setaria viridis</i> (L.) P. Beauv. subsp. <i>viridis</i>								40								
<i>Sonchus oleraceus</i> L.			1				0.5				3				0.5	
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Taraxacum</i>		2	20	2	20	2	10	5	8	5	20	10	5	0.5	10	10
<i>Trifolium pratense</i> L.	5	0.5	0.5	0.5	0.5	1	0.5		1			1		3	2	5
<i>Veronica chamaedrys</i> L.																0.5
<i>Vicia cracca</i> L.	2															

ALTANA	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Achillea millefolium</i> L.	5	10	5	5	5	5	10	2	5	1	4	3	1	1	10	1
<i>Aegopodium podagraria</i> L.											1		20	15		
<i>Amaranthus retroflexus</i> L.																1
<i>Calystegia sepium</i> (L.) R. Br.	2	1	0.5	1	1			0.5	0.5			1			3	
<i>Centaurea nigrescens</i> Willd.												0.5				
<i>Cerastium fontanum</i> Baumg.											0.5					
<i>Chenopodium album</i> L.													1			
<i>Chenopodium polyspermum</i> L.											0.5			1	1	1

<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop.	3	5	10	5	5	0.5		5	25	8		20	30	1		
<i>Clematis vitalba</i> L.		0.5														
<i>Erigeron annuus</i> (L.) Pers.	0.5		10	10	0.5	5	5	1	5	5	8	0.5	5	8	5	5
<i>Fagopyrum esculentum</i> Moench							1									
<i>Galium mollugo</i> L.			0.5						1	1		1				
<i>Glechoma hederacea</i> L.									0.5							
<i>Heracleum sphondylium</i> L.									5							1
<i>Leontodon hispidus</i> L.	20	5		5	5	5	0.5	1		8	1	1		5	3	5
<i>Lotus corniculatus</i> L. s.s.			0.5										3			
<i>Medicago falcata</i> L.						0.5			3							
<i>Medicago lupulina</i> L.	0.5	0.5		0.5	0.5	2	0.5	1	5		2	1				
<i>Pimpinella major</i> (L.) Huds.		1	0.5			1										
<i>Plantago lanceolata</i> L.	60	40	40	80	20	80	80	60	45	50	60	70	30	60	40	50
<i>Prunella vulgaris</i> L.	20	10	1	1	5	10	10	3	0.5	3	3	1	15	15	25	10
<i>Prunus avium</i> L.																2
<i>Ranunculus acris</i> L.	5	2		1	0.5	0.5		0.5		8	1	1	2	0.5	3	
<i>Rumex acetosa</i> L.									1				1	2		
<i>Setaria pumila</i> (Poir.) Roem. & Schult.	10	40	40	10	60	10	5	40		20	20	4	20	15	5	25
<i>Solanum nigrum</i> L.	0.5		0.5		0.5	0.5	0.5	1	10		1	0.5	3	1	1	8
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Taraxacum</i>													1			
<i>Trifolium pratense</i> L.	0.5	0.5	5	5		0.5	0.5	3	1	5	3	5	5	6	3	3
<i>Trifolium repens</i> L.				0.5	1	2	0.5	1								
<i>Veronica persica</i> Poir.												0.5				
<i>Vicia cracca</i> L.									0.5	3		0.5				
<i>Vicia hirsuta</i> (L.) S.F. Gray							0.5									

CRAVERO	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Achillea millefolium</i> L.	20		3	40	20	10	20	20	3							
<i>Aegopodium podagraria</i> L.	1	2	0.5	1		0.5	1	1	3	15	5		3	10	10	
<i>Aethusa cynapium</i> L. subsp. <i>cynapium</i>									0.5							3
<i>Anagallis arvensis</i> L.								0.5					0.5			0.5
<i>Arrhenatherum elatius</i> (L.) Presl subsp. <i>elatius</i>									0.5	0.5	1			0.5	0.5	0.5
<i>Astragalus glycyphyllos</i> L.							0.5	0.5								
<i>Brachypodium rupestre</i> (Host) Roem. & Schult.		1	1		2	5	2	5		3	10	6	10	8	5	5
<i>Bupthalmum salicifolium</i> L.		1														
<i>Calystegia sepium</i> (L.) R. Br.	50	30	2	10	40	2	10	10		10	5		3	3	10	5

<i>Centaurea jacea</i> L.				1	1	1	1				0.5	10			3	
<i>Chenopodium polyspermum</i> L.	0.5								1							
<i>Conyza canadensis</i> (L.) Cronq.							0.5									
<i>Dactylis glomerata</i> L.											3					0.5
<i>Elytrigia repens</i> (L.) Desv. ex Nevski			20													
<i>Erigeron annuus</i> (L.) Pers.	5	20	10	40	10	60	50	40	20	20	30	50	15	10	30	50
<i>Eupatorium cannabinum</i> L.												0.5				
<i>Fagopyrum esculentum</i> Moench									0.5							
<i>Galinsoga parviflora</i> Cav.																0.5
<i>Galium mollugo</i> L.			60	3	1	1	1	1		5			3	1	0.5	10
<i>Geranium columbinum</i> L.	0.5		0.5			1	1		4	3		3			4	1
<i>Heracleum sphondylium</i> L.				2												
<i>Hypericum perforatum</i> L.		0.5			5						1				3	0.5
<i>Lathyrus pratensis</i> L.					0.5	1	1	0.5		0.5				0.5		
<i>Leucanthemum ircutianum</i> (Turcz.) DC.			1	0.5	0.5	0.5	1	0.5					2			3
<i>Linum bienne</i> Miller		10		5		3	5	30		5	1	10	0.5	5		6
<i>Lotus corniculatus</i> L. s.s.	0.5		0.5					0.5				3			5	
<i>Medicago lupulina</i> L.					0.5	0.5	1	0.5	5			0.5	10	0.5	0.5	4
<i>Panicum capillare</i> L.	5											5				
<i>Plantago lanceolata</i> L.	2	5	1	2	2	2	1	5		4	5	8	0.5		4	3
<i>Potentilla reptans</i> L.			0.5	1	0.5											
<i>Prunella vulgaris</i> L.									0.5	3						
<i>Pulmonaria officinalis</i> L.											5					
<i>Ranunculus acris</i> L.										0.5						
<i>Robinia pseudoacacia</i> L.	1	0.5				2			4							
<i>Rubus caesius</i> L.										0.5						
<i>Rumex acetosa</i> L.					1										1	
<i>Setaria pumila</i> (Poir.) Roem. & Schult.	20	40		2												0.5
<i>Solanum nigrum</i> L.	1	0.5	1	0.5	1	0.5	5	0.5			0.5	0.5	3			3
<i>Sonchus oleraceus</i> L.						0.5	0.5		5				1		5	1
<i>Sorghum halepense</i> (L.) Pers.																3
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Taraxacum</i>		1	10	1	10	10	10	2	15	8	3		15	10	15	10
<i>Trifolium campestre</i> Schreb.								0.5							3	
<i>Trifolium pratense</i> L.	1			1	2	1	1	0.5	10	3	10		5	5		3
<i>Trifolium repens</i> L.							1									
<i>Veronica persica</i> Poir.	0.5				0.5					0.5						

<i>Vicia cracca</i> L.	1		1	10	5	1	1	2	8	3	1		3	1	10	0.5
<i>Vicia sepium</i> L.														0.5		

SAN GIOVANNI COLIESSA	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Achillea millefolium</i> L.							1	0.5		1			1		0.5	
<i>Agrostis capillaris</i> L.											0.5					
<i>Anthericum ramosum</i> L.					1			0.5								
<i>Arrhenatherum elatius</i> (L.) Presl subsp. <i>elatius</i>	0.5		0.5	0.5							0.5			1	0.5	
<i>Brachypodium rupestre</i> (Host) Roem. & Schult.			5		5	1	1	5	5	0.5	0.5	0.5	1	1	10	1
<i>Bromopsis erecta</i> (Huds.) Fourr.		0.5		2		3				1	0.5				0.5	
<i>Bupthalmum salicifolium</i> L.		2		2	3	10	40	1	3	10	12			10	10	2
<i>Carex flacca</i> Schreb.								0.5						1	0.5	
<i>Centaurea jacea</i> L.	3	5	3	10	1	5	10	10	6	10	6	1	25		3	
<i>Chenopodium album</i> L.		0.5				1	0.5		1	2		0.5				
<i>Chenopodium polyspermum</i> L.		0.5														
<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop.														0.5		
<i>Clematis vitalba</i> L.			0.5												0.5	
<i>Dactylis glomerata</i> L.								0.5	0.5		3			1		0.5
<i>Daucus carota</i> L.	10	2	2	10	0.5	1	1		1					4	3	0.5
<i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop.																
<i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) P.P. Beauv.	0.5															
<i>Echium vulgare</i> L.																
<i>Elytrigia repens</i> (L.) Desv. ex Nevski	2															
<i>Equisetum telmateja</i> Ehrh.																
<i>Erigeron annuus</i> (L.) Pers.	10	10	10	5	10	1	10	10	0.5	3	8		10		3	6
<i>Euphorbia verrucosa</i> L.	0.5	0.5	1	0.5	0.5		0.5	1						1		
<i>Galium mollugo</i> L.			5		0.5											
<i>Galium verum</i> L.										1	1					
<i>Gladiolus palustris</i> Gaudin											1					
<i>Glechoma hederacea</i> L.	0.5															
<i>Hypericum perforatum</i> L.										2	7					
<i>Knautia drymeia</i> Heuffel										1						
<i>Lathyrus pratensis</i> L.		0.5	0.5		0.5		0.5	0.5	0.5			0.5				0.5
<i>Leontodon hispidus</i> L.									0.5	1					8	5
<i>Leucanthemum ircutianum</i> (Turcz.) DC.						0.5	1		1	4						
<i>Lotus corniculatus</i> L. s.s.	0.5		1	1	0.5		1	0.5				0.5				

<i>Medicago lupulina</i> L.	10	0.5	1	2		0.5		1			0.5	0.5			1	
<i>Medicago sativa</i> L.						1			3	1	3	3			8	3
<i>Pastinaca sativa</i> L.			10			2				6						
<i>Persicaria maculosa</i> Gray									0.5							
<i>Peucedanum officinale</i> L.										10						
<i>Peucedanum oreoselinum</i> (L.) Moench			0.5			1		2	4			10	5	3		
<i>Plantago lanceolata</i> L.		0.5						0.5					0.5			
<i>Plantago media</i> L.	1															
<i>Prunella grandiflora</i> (L.) Scholler									1						1	2
<i>Ranunculus polyanthemophyllus</i> Koch & Hess	0.5															
<i>Rubus caesius</i> L.	3	0.5														
<i>Salvia pratensis</i> L.	20	5	10	20	60	20	2	20	8	20	10	30	5	15	15	25
<i>Sanguisorba minor</i> Scop.				0.5	5				8		6			3	3	6
<i>Scabiosa triandra</i> L.												0.5				
<i>Setaria pumila</i> (Poir.) Roem. & Schult.		0.5														
<i>Setaria viridis</i> (L.) P. Beauv. subsp. <i>viridis</i>		0.5														
<i>Solanum nigrum</i> L.						0.5	5	0.5						2		
<i>Stachys recta</i> L.								0.5								0.5
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Taraxacum</i>	0.5					0.5							2			
<i>Trifolium pratense</i> L.		0.5														
<i>Ulmus minor</i> Miller		0.5														
<i>Viola hirta</i> L.															0.5	

SPIGNON	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Acer campestre</i> L.												0.5				
<i>Chrysopogon gryllus</i> (L.) Trin.							0.5	3								
<i>Cirsium pannonicum</i> (L.fil.) Link	1	1	1						3				3		0.5	
<i>Clematis vitalba</i> L.	1					0.5				0.5						
<i>Cruciata glabra</i> (L.) Ehrend.					0.5				0.5	0.5	0.5	0.5			0.5	1
<i>Dactylis glomerata</i> L.									1					1	1	0.5
<i>Festuca rubra</i> L.															0.5	0.5
<i>Filipendula vulgaris</i> Moench	2	1	5	3	1	0.5		10	0.5	0.5		3		0.5	3	4
<i>Fraxinus ornus</i> L.							0.5						0.5			
<i>Galium mollugo</i> L.						1		0.5			1	4			0.5	0.5
<i>Galium verum</i> L.						1		2			0.5					1
<i>Glechoma hederacea</i> L.					0.5			0.5								

<i>Knautia illyrica</i> Beck	5	3	2	0.5	1	0.5	1	2		4	3	3		5	3	1
<i>Lathyrus pratensis</i> L.					0.5	0.5	0.5				1		0.5			
<i>Leontodon hispidus</i> L.						0.5		1	10			2	3		1	
<i>Leucanthemum ircutianum</i> (Turcz.) DC.	1	0.5			5			0.5		6	5	3	10	0.5	5	2
<i>Lotus corniculatus</i> L. s.s.		0.5					2			1					0.5	
<i>Medicago lupulina</i> L.		0.5	0.5													
<i>Ostrya carpinifolia</i> Scop.			0.5													
<i>Peucedanum oreoselinum</i> (L.) Moench	10	5	30	5	30	3	10	10	18	10	15	5	25	15	25	3
<i>Pimpinella saxifraga</i> L.		0.5														
<i>Plantago lanceolata</i> L.	10	5		0.5		5	5	5	5	12	8	2	6	8	3	1
<i>Plantago major</i> L.			0.5													
<i>Plantago media</i> L.										6						
<i>Prunella grandiflora</i> (L.) Scholler		1			1		0.5		5			6	1	0.5	5	
<i>Prunella vulgaris</i> L.																5
<i>Ranunculus polyanthemophyllus</i> Koch & Hess	2		0.5		0.5		0.5	0.5					3	3		1
<i>Salvia pratensis</i> L.					5						1	3	3			6
<i>Sanguisorba minor</i> Scop.																
<i>Scabiosa triandra</i> L.					1				1	4	3	3	2	8	4	3
<i>Setaria viridis</i> (L.) P. Beauv. subsp. <i>viridis</i>						0.5		0.5								
<i>Solanum nigrum</i> L.						0.5				0.5				2		
<i>Thymus pulegioides</i> L.						0.5					0.5					
<i>Tilia cordata</i> Miller				0.5												
<i>Trifolium montanum</i> L.															1	0.5
<i>Trifolium pratense</i> L.	0.5										1					
<i>Trifolium rubens</i> L.													1			
<i>Viola hirta</i> L.	5		0.5		0.5											0.5

IAINICH	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Agrostis capillaris</i> L.			0.5		0.5		0.5	0.5	0.5				3	0.5	3	
<i>Allium carinatum</i> L. subsp. <i>pulchellum</i> Bonnier & Layens									0.5							
<i>Arrhenatherum elatius</i> (L.) Presl subsp. <i>elatius</i>												0.5				
<i>Betonica officinalis</i> L.	3	2			3								1	1	1	
<i>Betula pendula</i> Roth			0.5	0.5	0.5											
<i>Bupthalmum salicifolium</i> L.													0.5			0.5
<i>Carex montana</i> L.					0.5			0.5					1			0.5



<i>Centaurea jacea</i> L. subsp. <i>gaudinii</i> (Boiss. & Reut.) Greml	2	2	1		5	5	2	2		15	8	7	5	10	30	10
<i>Erigeron annuus</i> (L.) Pers.				0.5	0.5		0.5		1	1	8	5				
<i>Eupatorium cannabinum</i> L.															0.5	0.5
<i>Filipendula vulgaris</i> Moench	1			2		0.5	0.5		0.5							
<i>Galium verum</i> L.					0.5									0.5	1	
<i>Genista germanica</i> L.	0.5															
<i>Genista tinctoria</i> L.										0.5				0.5		
<i>Hypericum perforatum</i> L.					0.5				0.5							0.5
<i>Hypochaeris maculata</i> L.													0.5	3		0.5
<i>Leontodon hispidus</i> L.				0.5												
<i>Lotus corniculatus</i> L. s.s.				0.5			0.5									
<i>Lysimachia vulgaris</i> L.	10	5	10	20	5	10	10	3	8	20	40	30			1	15
<i>Molinia coerulea</i> (L.) Moench	5	1	1	1	3	5	2	1		8	6	1	15	15	8	8
<i>Peucedanum oreoselinum</i> (L.) Moench	5	2	1	2	0.5	2	2	1	5	6	0.5	3	10	1		5
<i>Plantago lanceolata</i> L.		1	1	1	1	1		1					1		4	5
<i>Plantago major</i> L.								0.5								
<i>Plantago media</i> L.										0.5						
<i>Potentilla alba</i> L.										1			1		3	
<i>Potentilla erecta</i> (L.) Rauschel	2	2	1	0.5	5	1	2	2	10	3	5	4	8	5	10	5
<i>Prunella grandiflora</i> (L.) Scholler															0.5	
<i>Prunella vulgaris</i> L.			0.5													
<i>Salix appendiculata</i> Vill.	2															
<i>Thymus pulegioides</i> L.	0.5		0.5						1		1					

<b>GNIDOVIZZA</b>	<b>1A</b>	<b>1B</b>	<b>1C</b>	<b>1D</b>	<b>2A</b>	<b>2B</b>	<b>2C</b>	<b>2D</b>	<b>3A</b>	<b>3B</b>	<b>3C</b>	<b>3D</b>	<b>4A</b>	<b>4B</b>	<b>4C</b>	<b>4D</b>
<i>Achillea millefolium</i> L.	10	10	10	5	5	0.5	3	2	0.5		5	5	4	10	6	3
<i>Aegopodium podagraria</i> L.			1													
<i>Agrostis capillaris</i> L.					0.5			0.5								
<i>Anagallis arvensis</i> L.					0.5	0.5	0.5		0.5		0.5					
<i>Anthoxanthum odoratum</i> L. subsp. <i>odoratum</i>														0.5		
<i>Bromopsis erecta</i> (Huds.) Fourr.	0.5	0.5		0.5	1	5	0.5			1			3	5		4
<i>Centaurea jacea</i> L.	20	30	5	10	20	50	30	30	15	8	15	20	15	30	20	10
<i>Conyza canadensis</i> (L.) Cronq.		0.5	0.5													
<i>Daucus carota</i> L.	1			0.5				0.5	1	1			0.5	3		0.5
<i>Erigeron annuus</i> (L.) Pers.	2	5	1	5	0.5				0.5	3	0.5	0.5	4	3	8	

<i>Fraxinus ornus L.</i>					0.5											
<i>Galinsoga parviflora Cav.</i>				0.5					1							
<i>Glechoma hederacea L.</i>		0.5														
<i>Leontodon hispidus L.</i>	10	5	2	10	2	5	3	5	10	10	10	3	8		3	5
<i>Leucanthemum irtucianum (Turcz.) DC.</i>	2	2	1	1	2	2	1	1	8	8	5	3	5		5	4
<i>Lotus corniculatus L. s.s.</i>		0.5	0.5		0.5	0.5	0.5	0.5	3	3	0.5		5	3		3
<i>Pimpinella major (L.) Huds.</i>	2	2	5	2			1	1	5	5	10	0.5	3	3	6	1
<i>Plantago lanceolata L.</i>	60	60	80	50	60	30	50	60	20	50	40	40	50	30	40	40
<i>Plantago major L.</i>	0.5					0.5		0.5							0.5	
<i>Plantago media L.</i>			1													
<i>Prunella vulgaris L.</i>	1	0.5	5		2	2	3	1	10	3	10	30	4	8	10	14
<i>Ranunculus acris L.</i>		0.5		1	5	0.5	1	0.5	0.5	0.5		1	0.5	0.5	0.5	
<i>Solanum nigrum L.</i>													0.5			
<i>Sonchus oleraceus L.</i>					0.5		1				1					
<i>Taraxacum sect. Taraxacum</i>							0.5	0.5				0.5				
<i>Trifolium pratense L.</i>	0.5								5	5	5	5	2	3		
<i>Trifolium repens L.</i>		0.5		0.5		0.5	0.5	0.5	3	5		1		5	5	3
<i>Ulmus minor Miller</i>								0.5								
<i>Verbascum chaixii Vill.</i>										0.5						

MONTE CRAGUENZA	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Agrostis capillaris L.</i>			0.5					0.5	0.5	0.5	3			0.5	0.5	0.5
<i>Anthericum ramosum L.</i>	1											0.5				
<i>Arrhenatherum elatius (L.) Presl subsp. elatius</i>		0.5														
<i>Betonica officinalis L.</i>				0.5					0.5			0.5	0.5			0.5
<i>Betula pendula Roth</i>													0.5	0.5		
<i>Bupthalmum salicifolium L.</i>											1					
<i>Carex capillaris L.</i>		0.5		0			0.5									
<i>Carex flacca Schreb.</i>	0.5	0.5	0.5	0.5		0.5	0.5	0.5								
<i>Carex montana L.</i>				0.5			0.5	0.5	0.5		1	1	0.5	1	0.5	0.5
<i>Centaurea jacea L.</i>	10	10	20	2	2	2	6	5	10	2	3	1	8	3	10	8
<i>Cruciata glabra (L.) Ehrend.</i>										0.5						
<i>Elytrigia repens (L.) Desv. ex Nevski</i>													0.5	0.5		
<i>Euphorbia verrucosa L.</i>					0.5											
<i>Filipendula vulgaris Moench</i>		0.5				0.5	0.5				0.5				0.5	0.5
<i>Fraxinus ornus L.</i>															0.5	0.5

<i>Galium verum L.</i>	2	3	6	2	5	0.5		0.5								
<i>Hieracium umbellatum L.</i>			0.5	0.5	0.5		0.5			0.5	0.5					
<i>Hypericum perforatum L.</i>	0.5	0.5	0.5		2	0.5	1	0.5	6	3	5	0.5	5	1	8	3
<i>Hypochaeris maculata L.</i>		1	2	5												
<i>Inula hirta L.</i>		0.5	1	1											0.5	0.5
<i>Koeleria pyramidata (Lam.) Domin</i>																0.5
<i>Leontodon hispidus L.</i>															0.5	1
<i>Leucanthemum ircutianum (Turcz.) DC.</i>					0.5					0.5	0.5	0.5		1	0.5	0.5
<i>Lotus corniculatus L. s.s.</i>									0.5	0.5		0.5			0.5	0.5
<i>Molinia coerulea (L.) Moench</i>	0.5	3	3	2	2	1	0.5	1	5		1	6	3	10	1	1
<i>Peucedanum oreoselinum (L.) Moench</i>	3	2	5	2	10	3	5	6	15	4	13	5	0.5	4	2	0.5
<i>Plantago lanceolata L.</i>	0.5		3	4	3	1	3	1	5		0.5		3			3
<i>Plantago media L.</i>				0.5												
<i>Potentilla erecta (L.) Räuschel</i>	4		2	3	1	0.5	2	3	2	4	4	0.5	4	2	3	8
<i>Prunella grandiflora (L.) Scholler</i>	3	2	1				1	3		0.5				0.5		
<i>Ranunculus polyanthemophyllus Koch &amp; Hess</i>					0.5											
<i>Scorzonera humilis L.</i>			3	4	3	1	3	1	5	1	1		3	1	0.5	3
<i>Serratula tinctoria L.</i>							0.5		1				0.5	2	0.5	1
<i>Solidago virgaurea L.</i>												0.5			0.5	
<i>Vincetoxicum hirundinaria Medik.</i>							0.5									
<i>Viola hirta L.</i>	0.5															

MONTE CRAGUENZA 2	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Carex montana L.</i>					0.5											
<i>Centaurea jacea L.</i>		1			1	0.5	0.5	2	2	1	0.5		2			
<i>Convallaria majalis L.</i>			0.5								0.5					
<i>Fraxinus ornus L.</i>					0.5			0.5	0.5							
<i>Genista germanica L.</i>															0.5	
<i>Gentiana cruciata L.</i>		0.5							0.5							
<i>Hypochaeris maculata L.</i>	0.5		0.5													
<i>Koeleria pyramidata (Lam.) Domin</i>		0.5		0.5												
<i>Molinia coerulea (L.) Moench</i>	4	5	10	5	10	5	10	3	10	3	5	15	3	3	3	3
<i>Peucedanum oreoselinum (L.) Moench</i>	0.5	1	3	2	2	2	1			2	5	0.5		3	3	0.5
<i>Potentilla erecta (L.) Räuschel</i>	5	5	2	3	3	10	10	2	15	15	15	5	20	15	15	10
<i>Prunella grandiflora (L.) Scholler</i>											0.5					
<i>Sonchus oleraceus L.</i>											0.5					

<i>Viola hirta</i> L.																		0.5	0.5	
-----------------------	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	-----	-----	--

MONTE MATAJUR 1	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Achillea millefolium</i> L.		0.5				1	1								1	
<i>Agrostis capillaris</i> L.	0.5			0.5												
<i>Alchemilla vulgaris</i> L. em. S.E. Fröhner					0.5	0.5	1		5	0.5				0.5		1
<i>Aristolochia rotunda</i> L. subsp. rotunda						0.5	0.5		1	0.5	0.5				1	
<i>Avena barbata</i> Pott. ex Link. subsp. barbata											0.5					
<i>Centaurea nigrescens</i> Willd.	0.5	1	3			5			8		1		2			
<i>Cirsium pannonicum</i> (L.fil.) Link					1			10	0.5			4				
<i>Clematis vitalba</i> L.	0.5	0.5	0.5	0.5	1		0.5	0.5								
<i>Conyza canadensis</i> (L.) Cronq.					1						0.5					
<i>Crepis capillaris</i> (L.) Wallr.				1												
<i>Dactylis glomerata</i> L.			1		5		0.5									
<i>Erigeron annuus</i> (L.) Pers.	5				1	1		3			0.5		0.5		6	3
<i>Eupatorium cannabinum</i> L.									1	0.5	3	1	2			
<i>Euphorbia verrucosa</i> L.	2	1	1	2							0.5				0.5	
<i>Fragaria vesca</i> L.				0.5												
<i>Galeopsis speciosa</i> Miller									20	1	1	3				
<i>Galium mollugo</i> L.		2	1	5	10	5	10	5	15	10	10	10	5	20	25	8
<i>Hypericum maculatum</i> Crantz					0.5	0.5	2			8						
<i>Lathyrus pratensis</i> L.					1			0.5	5	1	3	0.5	4	5		
<i>Leontodon hispidus</i> L.												3			0.5	0.5
<i>Leucanthemum ircutianum</i> (Turcz.) DC.		0.5			0.5		1				2				2	
<i>Lotus corniculatus</i> L. s.s.	1		0.5					0.5		0.5					0.5	1
<i>Molinia coerulea</i> (L.) Moench	10	20	5	10	5	10	50	1	15	3	15	15	40	35	20	10
<i>Persicaria maculosa</i> Gray									1							
<i>Peucedanum oreoselinum</i> (L.) Moench	50	2	40	2	5	1	1	5	25	4	10	0.5	15	10		20
<i>Plantago major</i> L.												1				
<i>Potentilla erecta</i> (L.) Räuschel	1		1	1		1									0.5	
<i>Ranunculus polyanthemophyllus</i> Koch & Hess	0.5	1	0.5	0.5	0.5	0.5	1	0.5	3	1	1	0.5		2		1
<i>Rubus idaeus</i> L.	10	30	30	20	40	30	30	40	20	25	20	25	30	35	25	20
<i>Rumex acetosa</i> L.						0.5										
<i>Salix caprea</i> L.	0.5			0.5		0.5		0.5					0.5			
<i>Silene vulgaris</i> (Moench) Garcke							0.5									
<i>Sonchus oleraceus</i> L.		1			1	0.5	0.5									

<i>Taraxacum sect. Taraxacum</i>	1	0.5													0.5		
<i>Trifolium pratense L.</i>	5	0.5	0.5		1			0.5	0.5	3	4	0.5			1		3
<i>Urtica dioica L.</i>			1	1													
<i>Verbascum chaixii Vill.</i>	5	0.5	1	5	5	1	2	5	4			0.5	0.5		1	25	1
<i>Veronica chamaedrys L.</i>																1	

MONTE MATAJUR 2	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Achillea millefolium L.</i>	1	1	0.5	2	0.5		3	1	30	5	4	3	3	1	3	3
<i>Agrostis capillaris L.</i>					1				15	8					5	
<i>Alchemilla vulgaris L. em. S.E. Fröhner</i>			0.5													
<i>Anagallis arvensis L.</i>												1				
<i>Anthyllis vulneraria L.</i>	0.5						0.5	0.5								
<i>Arrhenatherum elatius (L.) Presl subsp. elatius</i>									1				25			
<i>Briza media L.</i>									10	5	0.5	10			1	3
<i>Bromopsis erecta (Huds.) Fourr.</i>					0.5	0.5			20	15	5	15	5	1	20	8
<i>Carex capillaris L.</i>					0.5	0.5		0.5								
<i>Carex flacca Schreb.</i>	5	5			5		5		8	8	10	3	5	3	0.5	
<i>Centaurea jacea L.</i>	0.5	10	40	40		5	2		5	15	10	18				3
<i>Dactylis glomerata L.</i>								2	5	5		5	6	3	3	0.5
<i>Festuca rubra L.</i>									3	6			1			3
<i>Galinsoga ciliata (Rafin.) Blake</i>							0.5									
<i>Galium anisophyllum Vill.</i>								0.5	15		0.5					
<i>Galium mollugo L.</i>	0.5	2	0.5	5	3		0.5						3			
<i>Galium verum L.</i>	20	20	5	0.5	10	10	20	10	3	20	8	15	10	35	5	15
<i>Geranium sylvaticum L.</i>			0.5													
<i>Knautia drymeia Heuffel</i>														5		
<i>Lathyrus pratensis L.</i>					0.5				4	1		5	3		4	1
<i>Leontodon hispidus L.</i>	0.5	0.5		10	5	2	1	2	10		15	15	5	15	8	15
<i>Leucanthemum ircutianum (Turcz.) DC.</i>		0.5														
<i>Lotus corniculatus L. s.s.</i>	0.5		0.5	2		0.5	1	1	0.5	1	3	10	3	8	6	3
<i>Medicago lupulina L.</i>															30	0.5
<i>Molinia coerulea (L.) Moench</i>	40	2	1	1												
<i>Picris hieracioides L.</i>					0.5											
<i>Plantago lanceolata L.</i>	30	50	30	10	10	40	70	50	20	30	35	25	15	30	30	60
<i>Plantago major L.</i>		0.5														
<i>Prunella grandiflora (L.) Scholler</i>		0.5								3	5			5		2

<i>Ranunculus bulbosus</i> L.						1											
<i>Ranunculus polyanthemophyllus</i> Koch & Hess						0.5	0.5		0.5			4	10	20		8	
<i>Rhinanthus glacialis</i> Personnat											4						
<i>Rubus idaeus</i> L.			5	2							1				6	4	4
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Taraxacum</i>											1			4			
<i>Thymus pulegioides</i> L.							0.5	0.5	1								
<i>Trifolium montanum</i> L.			0.5			0.5	2						15		1	3	0.5
<i>Trifolium pratense</i> L.	0.5	0.5	1	0.5				4	0.5		4	1	5	5	10	0.5	8
<i>Trifolium repens</i> L.									0.5								

MONTE MATAJUR 3	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Achillea millefolium</i> L.	10	0.5	2	1			3	2	5	3			1		3	
<i>Agrostis capillaris</i> L.													2		3	1
<i>Anthyllis vulneraria</i> L.					0.5											1
<i>Briza media</i> L.											3	0.5	3	3	3	0.5
<i>Bromopsis erecta</i> (Huds.) Fourr.									8	10	8	25	10	8	3	6
<i>Campanula scheuchzeri</i> Vill.		0.5			1			0.5	1				3		1	
<i>Carex capillaris</i> L.									1				0.5	3		3
<i>Carex flacca</i> Schreb.	5	5	30	20	10	10	10	2		1	3	4	3	3	3	3
<i>Carum carvi</i> L.	5			0.5		3		2	5		3			0.5		1
<i>Centaurea jacea</i> L.	5	1	2	5	3	10	10		20	20		15	8	12	8	12
<i>Dactylis glomerata</i> L.	10	10		0.5		2		1			1					1
<i>Elytrigia repens</i> (L.) Desv. ex Nevski			0.5				0.5	0.5								
<i>Festuca rubra</i> L.				0.5		0.5										
<i>Galium anisophyllum</i> Vill.		0.5			3			1	3	2				3	1	
<i>Galium verum</i> L.		1	20	3	20	50	5	50	10		15	30	25	16	13	25
<i>Hypericum perforatum</i> L.		0.5														
<i>Lathyrus pratensis</i> L.		0.5		0.5												
<i>Leontodon hispidus</i> L.	5	10	20	20	20	10	30	10	45	15	35	20	15	16	10	15
<i>Leucanthemum ircutianum</i> (Turcz.) DC.					1			1			4	2				1
<i>Lotus corniculatus</i> L. s.s.	10	0.5	3	1	5	0.5	0.5	2	5	4	3	6	1	1	8	3
<i>Phyteuma zahlbruckneri</i> Vest							0.5				3					
<i>Plantago lanceolata</i> L.						5										
<i>Plantago media</i> L.	10	10	5	20	20		20	1	8	3	3	10	15	20	8	5
<i>Potentilla erecta</i> (L.) Rauschel						0.5			3		0.5					0.5
<i>Prunella grandiflora</i> (L.) Scholler	1	0.5	1	1	10	2	5	10	3	10		3	3	3	3	3

<i>Ranunculus polyanthemophyllus</i> Koch & Hess	10	5	5	10	1	10		2	15	12		3	3	3	5	3
<i>Rhinanthus freynii</i> (A. Kern. ex Sterneck) Fiori														0.5		
<i>Sonchus oleraceus</i> L.				1		0.5										
<i>Thymus pulegioides</i> L.	0.5	0.5	0.5				0.5	0.5					0.5			1
<i>Tragopogon pratensis</i> L.												3				
<i>Trifolium montanum</i> L.				0.5				0.5					20	8	3	4
<i>Trifolium pratense</i> L.	3	5	3	5		1	0.5	2	4	3	4	3	2	3	1	3
<i>Tussilago farfara</i> L.	20	10	10		3	2	3	10								
<i>Valeriana montana</i> L.	2												3			
<i>Verbascum chaixii</i> Vill.										3				0.5	1	1
<i>Vicia sepium</i> L.			0.5													

MONTE MATAJUR 4	1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C	2D	3A	3B	3C	3D	4A	4B	4C	4D
<i>Achillea millefolium</i> L.	30	50	10	50	20	10	10	10	15	25	3	15	15	20	18	5
<i>Aegopodium podagraria</i> L.	0.5			5									3			3
<i>Agrostis capillaris</i> L.					0.5	0.5				3		3	0.5	8	3	1
<i>Alchemilla vulgaris</i> L. em. S.E. Fröhner				2				2		3						
<i>Anthyllis vulneraria</i> L.	0.5															
<i>Carum carvi</i> L.			0.5								12	8				
<i>Centaurea nigrescens</i> Willd.	5	2	10	5	1	5	5	5	3			2		8		
<i>Cerastium fontanum</i> Baumg.			0.5		0.5						0.5	1				1
<i>Dactylis glomerata</i> L.	20	10	40	5									0.5		3	8
<i>Elytrigia repens</i> (L.) Desv. ex Nevski	10	1	30	1	50	50	70	70	70	50	60	70	40	60	70	50
<i>Erigeron annuus</i> (L.) Pers.				2												
<i>Festuca rubra</i> L.	1	1	3	1	1	0.5	1	2		5	3					
<i>Galeopsis speciosa</i> Miller									5							
<i>Galium mollugo</i> L.																1
<i>Hypericum maculatum</i> Crantz											1					
<i>Lathyrus pratensis</i> L.														1		
<i>Leontodon hispidus</i> L.	0.5	1	5	1		1	2	1	1		6			1		
<i>Leucanthemum ircutianum</i> (Turcz.) DC.																
<i>Linum bienne</i> Miller																
<i>Lolium perenne</i> L.										1						
<i>Lotus corniculatus</i> L. s.s.	0.5									0.5	2		3	1		
<i>Molinia coerulea</i> (L.) Moench										3		3				
<i>Plantago lanceolata</i> L.	30	20	2	10	1											

<i>Plantago major</i> L.				1		2											
<i>Potentilla erecta</i> (L.) Räuschel											2						
<i>Prunella vulgaris</i> L.						0.5											
<i>Ranunculus polyanthemophyllus</i> Koch & Hess	5	5	5	10	20	10	10	2	15	8	8	6	3	8	5		
<i>Rubus idaeus</i> L.									1			15	35	15	20	25	
<i>Rumex alpestris</i> Jacq.																	3
<i>Stellaria nemorum</i> L.																	1
<i>Taraxacum</i> sect. <i>Taraxacum</i>	0.5	1				2			15				6		3		
<i>Trifolium repens</i> L.	0.5	0.5	0.5	20	5	5	2	10	3	15	15	5	6	25	15	8	
<i>Trollius europaeus</i> L.										1			0.5				
<i>Veronica chamaedrys</i> L.	0.5			1	2		1	3	3			5	3				
<i>Vicia sepium</i> L.													4				