



Università degli Studi di Torino  
DIPARTIMENTO DI SCIENZE DELLA VITA E BIOLOGIA DEI SISTEMI  
Laboratorio di Zoologia

## **OGGETTO: Invertebrati della Val Clarea - Campionamento 2020**



**Simona Bonelli** – responsabile del progetto

**Irene Piccini** – coordinatore del progetto

**Federica Paradiso** – borsista

**Francesca Cochis** – borsista

**Patrick Artioli** – borsista

**Michela Audisio** – borsista

**Davide Giuliano** – borsista

**Nicolò Chiappetta** - borsista

## Indice

1. Introduzione .....	1
2. <i>Zerynthia polyxena</i> .....	1
2.1 Numerosità, stato di salute e probabilità di sopravvivenza delle sottopopolazioni di <i>Zerynthia polyxena</i> .....	2
2.2. Curva di volo di <i>Zerynthia polyxena</i> .....	5
2.3. Stima della popolazione di <i>Zerynthia polyxena</i> .....	7
2.4. Stato di salute della popolazione di <i>Zerynthia polyxena</i> .....	8
2.5 Caratterizzazione genetica delle popolazioni di <i>Z. polyxena</i> .....	10
2.5.1 Materiali e metodi.....	11
2.5.2 Risultati sequenziamento COI e <i>wg</i> .....	12
2.5.3 Risultati analisi genome wide.....	14
2.6. Traslocamento dei bruchi di <i>Z. polyxena</i> nel corridoio ecologico .....	16
3. Comunità di lepidotteri diurni (farfalle) .....	18
3.1 Le farfalle come bioindicatori .....	18
3.2 Obiettivo del progetto .....	18
3.3 Materiali e metodi .....	19
3.4 Risultati preliminari .....	22
4. Comunità di Lepidotteri notturni .....	31
4.1 Il ruolo ecologico delle falene .....	31
4.2 Obiettivo del progetto .....	31
4.3 Materiali e metodi .....	33
4.4 Risultati preliminari .....	34
5. Comunità di insetti saproxilici.....	51
5.1 Il ruolo ecologico degli insetti saproxilici .....	51
5.2 Obiettivo del progetto .....	52
5.3 Materiali e metodi .....	52
5.4 Risultati preliminari .....	55
6. Conclusioni .....	59
7. Bibliografia.....	60

## 1. Introduzione

Come da Accordo Attuativo stipulato tra il Dipartimento di Scienze della Vita e Biologia dei Sistemi, Università di Torino e TELT srl (Rep. n.10/2020, Prot. n.654 del 19/03/2020 responsabile scientifico prof.ssa Simona Bonelli, siglato all'interno della Convenzione Quadro Rep. 12/2018 Prot. 866 del 11/05/2018, referente scientifico prof.ssa Simona Bonelli), durante l'anno di attività 2020 il Laboratorio di Zoologia ha valutato in campo la numerosità e lo stato di salute della popolazione di *Zerynthia polyxena* della Val Clarea (Paragrafo 2). Sempre in ottemperanza all'accordo attuativo, il Laboratorio di Zoologia ha attuato la traslocazione di 125 bruchi di *Z. polyxena* lungo il corridoio ecologico, per favorire la motilità e la sopravvivenza della sottopopolazione presente nell'area limitrofa al cantiere "La Maddalena" (Paragrafo 3). In aggiunta a queste attività, con la finalità di valutare l'utilizzo del corridoio ecologico da parte di altri gruppi di invertebrati, il Laboratorio di Zoologia ha studiato come varino le comunità di Lepidotteri diurni (farfalle; Paragrafo 4), Lepidotteri notturni (falene; Paragrafo 5) e insetti saproxilici (Paragrafo 6) tra l'area in cui è stato effettuato il diradamento volto alla realizzazione del corridoio ecologico e altre aree limitrofe oggetto di studio. Nello specifico, i lepidotteri diurni sono stati monitorati con la finalità di valutare la composizione e la diversità delle comunità di farfalle ospitate in specifiche aree indagine e nel corridoio ecologico; oltre alle variabili climatiche, per ogni sezione sono state annotate anche alcune covariate ambientali (chiusura del bosco, fonti nettariifere...). I lepidotteri notturni (falene) sono stati indagati nell'area di studio, con lo scopo di caratterizzare le specie presenti nelle radure del corridoio e nei boschi immediatamente circostanti, al fine di valutare la funzionalità ecologica del corridoio stesso e di indagare se la realizzazione artificiale di aree aperte possa incrementare la diversità di questo gruppo nell'area di studio. Infine, il monitoraggio degli insetti saproxilici è stato definito con la finalità di caratterizzare la diversità di questo gruppo di artropodi nel del corridoio ecologico, nonché nell'area sottoposta a miglioramento boschivo circostante e di altre aree boschive non gestite adiacenti. In particolare, l'indagine è mirata a verificare eventuali effetti dovuti al miglioramento boschivo e alla creazione delle radure sulla componente entomologica legata agli ecosistemi forestali, effettuando così un confronto con la comunità osservata nelle aree non gestite.

## 2. *Zerynthia polyxena*

*Zerynthia polyxena* (Schiffemuller, 1775) è una farfalla protetta (Lepidoptera: Papilionidae) a livello Europeo. Dal 1979 è inserita nell'Allegato II della Convenzione di Berna per la Conservazione della Fauna Selvatica Europea e, dal 1992, è inoltre presente nell'Allegato IV della Direttiva Habitat

(92/43/CEE). L'areale di *Z. polyxena* è distribuito in tutta Europa, ma la specie è contattabile in aree localizzate dove sia presente la sua pianta nutrice, *Aristolochia pallida*. In Europa, *Z. polyxena* è considerata a rischio minimo (LC) in accordo con le Liste Rosse IUCN (Van Swaay et al., 2010), tuttavia, la popolazione è in declino e, nelle regioni biogeografiche alpine e continentali, la valutazione generale dello stato di conservazione risulta “sfavorevole e inadeguata” (Third assessment of conservation status and trends. The State of Nature in the EU – Article 17 reporting). La specie è in declino e risulta estinta in alcuni paesi europei, come ad esempio in Germania e in Svizzera (IUCN Europe, Van Swaay et al., 2010) e l'Italia ha sofferto la perdita di 44 popolazioni (Bonelli et al. 2011). Le maggiori minacce per la specie riguardano il naturale processo di successione ecologica e i cambiamenti che interessano le pratiche agricole e la riforestazione (o rimboschimento) (Third assessment of conservation status and trends. The State of Nature in the EU – Article 17 reporting). Le larve di *Z. polyxena* sono oligofaghe e si nutrono delle varietà di *Aristolochia*, ma spesso sono localmente monofaghe (Vovlas et al., 2014; Slancarova et al., 2015). Le piante del genere *Aristolochia* contengono acidi aristolochici, che risultano tossici per i vertebrati e causano effetti nefrotossici e cancerogeni sui mammiferi (IARC 2012). Questi composti, che vengono immagazzinati nei tessuti di *Zerynthia* spp., forniscono quindi una protezione dalla predazione (Rothschild et al., 1972; Descimon, 1996). L'anno scorso, tramite gli esperimenti in laboratorio e la ricerca delle larve in campo abbiamo dimostrato che in Val Susa la specie è monofaga su piante di *Aristolochia pallida*. Servono altri studi per dimostrare se questa monofagia sia legata a caratteristiche chimiche della pianta o alla sua fenologia.

## **2.1 Numerosità, stato di salute e probabilità di sopravvivenza delle sottopopolazioni di *Zerynthia polyxena***

L'attività di campionamento 2020 ha visto una riduzione delle aree di studio a causa dall'emergenza sanitaria Covid-19: sono quindi state monitorate solo 4 delle 5 aree precedentemente selezionate e studiate nella stagione 2019. È stata esclusa l'area per la quale il suo mancato campionamento non inficia le valutazioni generali sulla sopravvivenza della popolazione presente in prossimità del cantiere de La Maddalena e sull'efficacia del corridoio ecologico. Lo schema delle aree campionate durante la stagione 2020 è riportato in Figura 1. Riducendo quindi le aree di studio, si è potuto garantire la presenza di almeno quattro operatori durante tutta la stagione di campo, i quali, a giorni alterni, si sono recati in ciascuna area per condurre le attività di monitoraggio necessarie al proseguimento della ricerca.

Le settimane lavorative di ogni operatore sono stata attentamente pianificate in modo da ottenere un campionamento esaustivo, nonché in ottemperanza alle disposizioni lavorative decretate in base all'emergenza sanitaria Covid-19. Pertanto, per ogni operatore, è stato previsto lavoro di campo in ogni area a giorni alterni per quattro giorni consecutivi, con due giornate di pausa.

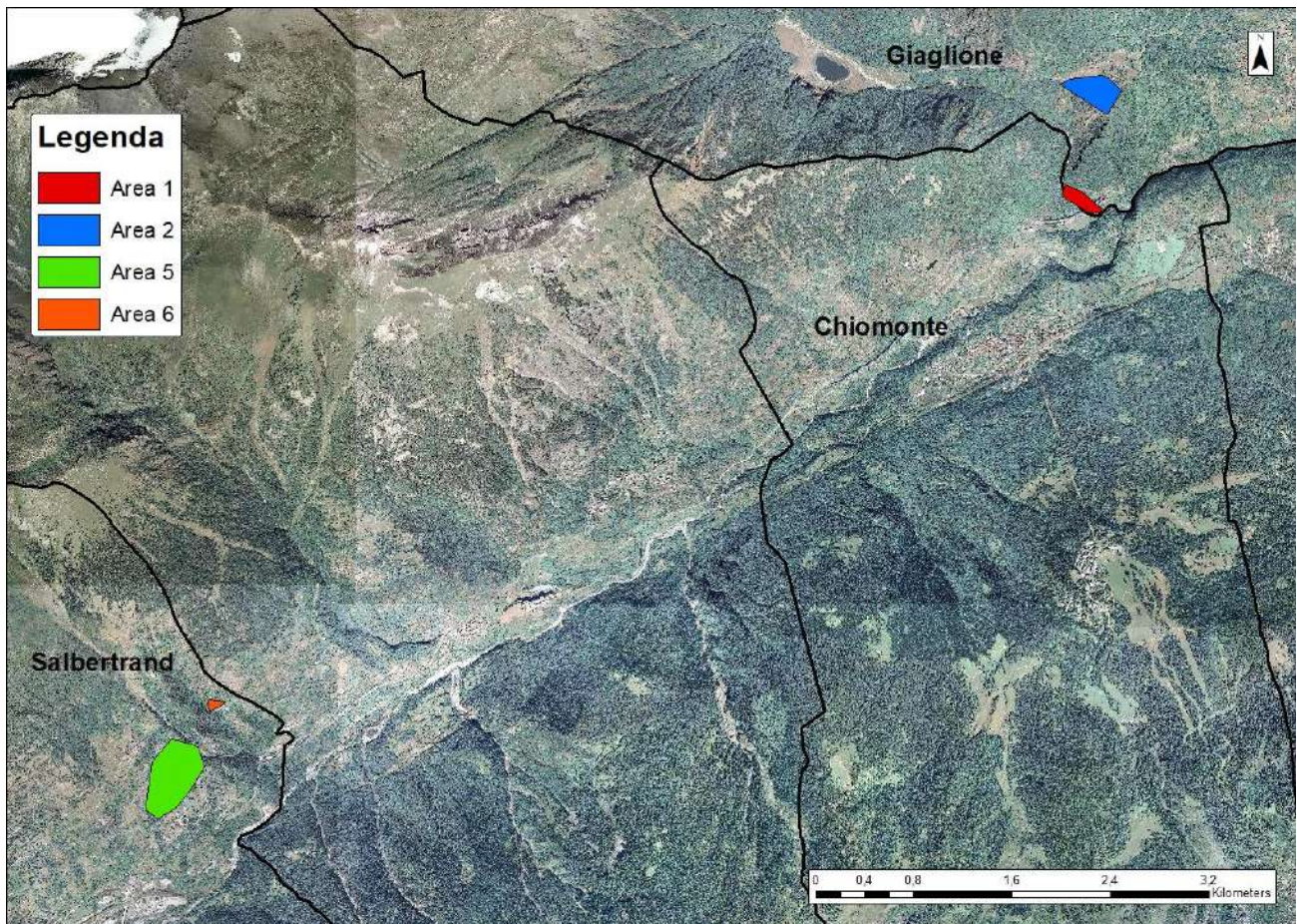
Le giornate lavorative hanno quindi necessariamente coinvolto anche week-end e festività, in quanto durante il periodo di volo di *Zerynthia polyxena* è necessario effettuare un campionamento intensivo per ottenere dati completi. Per ogni giornata di campo, ogni operatore ha percorso in media 7,76 km al giorno, distanza variabile a seconda dell'ampiezza dell'area da monitorare. Le attività di campo sono state interrotte esclusivamente dai giorni di pioggia (primavera 2020 totale giornate di pioggia 9, ripartite in tre giornate ad aprile e 6 a maggio). L'orario idoneo al monitoraggio della specie *target* (orario in cui si riscontra la specie in volo ed è quindi possibile il suo campionamento) va dalle 10 alle 16.

Le restanti ore sono state impiegate organizzando e trascrivendo giornalmente i dati di campo tramite l'utilizzo del software Excel e predisponendo i dataset necessari alle successive analisi dati con i software GIS e Mark; nonché alla pianificazione delle attività dei giorni successivi, la cui organizzazione risultava più complessa a causa delle condizioni lavorative dettate dall'emergenza sanitaria.

Nello specifico, ogni area è stata campionata nel seguente periodo:

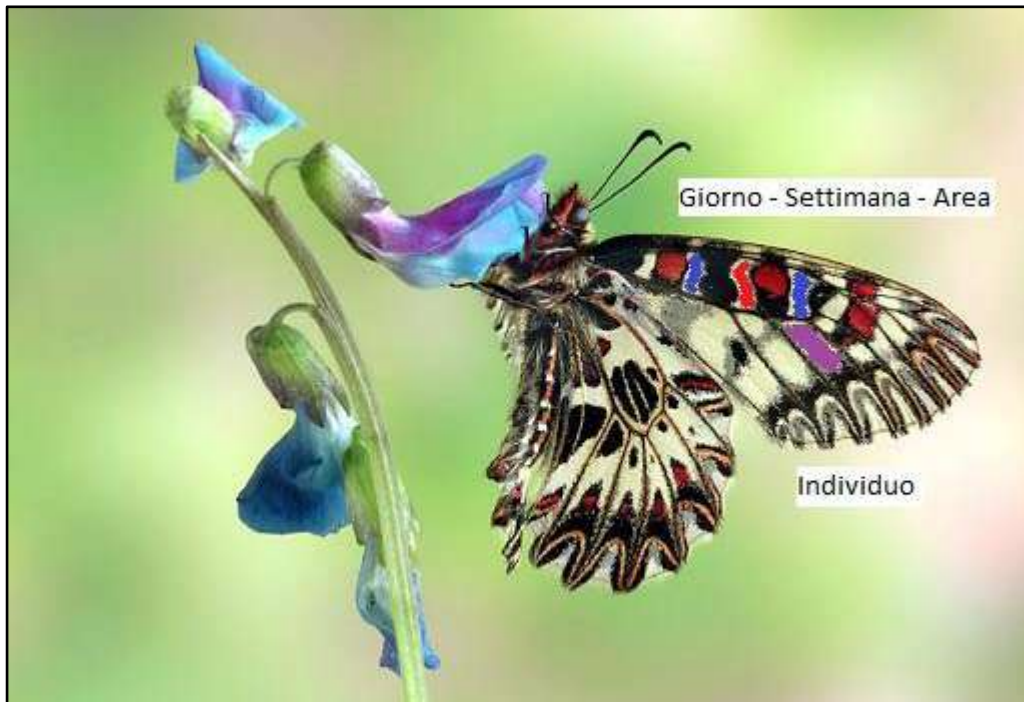
- L'Area 1 (Chiomonte-Giaglione) è stata campionata dal 2 Aprile al 7 Maggio 2020.
- L'Area 2 (Giaglione) è stata campionata dal 3 Aprile al 18 Maggio 2020.
- L'Area 5 (Salbertrand) è stata campionata dal 3 Aprile al 27 Maggio 2020.
- L'Area 6 (Salbertrand) è stata campionata dal 3 Aprile al 25 Maggio 2020.





**Figura 1.** Aree di studio del campionamento 2020. In rosso l'Area 1, zona interessata dall'ampliamento del cantiere per la costruzione della linea ferroviaria Torino-Lione; in blu l'Area 2, nel Comune di Giaglione; in verde e in arancione rispettivamente Area 5 ed Area 6, inserite nel Comune di Salbertrand.

Per stimare il numero di individui facenti parte delle sottopopolazioni che ricadono nelle quattro aree di studio, è stato utilizzato il metodo di Cattura Marcatura e Ricattura (CMR) degli individui, che consiste nel catturare gli adulti con un retino entomologico, marcarli con un pennarello atossico indelebile (tramite un codice-colore individuale) e rilasciarli subito dopo. Considerato il successo del campionamento dell'anno passato, gli adulti di *Z. polyxena* anche quest'anno sono stati marcati secondo lo schema riportato in Figura 2.



**Figura 2.** Marcatura individuale di *Zerynthia polyxena*, dove si possono notare i diversi colori specifici utilizzati tra i segmenti della cellula discale, in questo esempio: blu per il giorno di campionamento, rosso per l'area di studio e blu per la settimana; in basso il viola ad indicare il numero identificativo dell'esemplare.

## 2.2. Curva di volo di *Zerynthia polyxena*

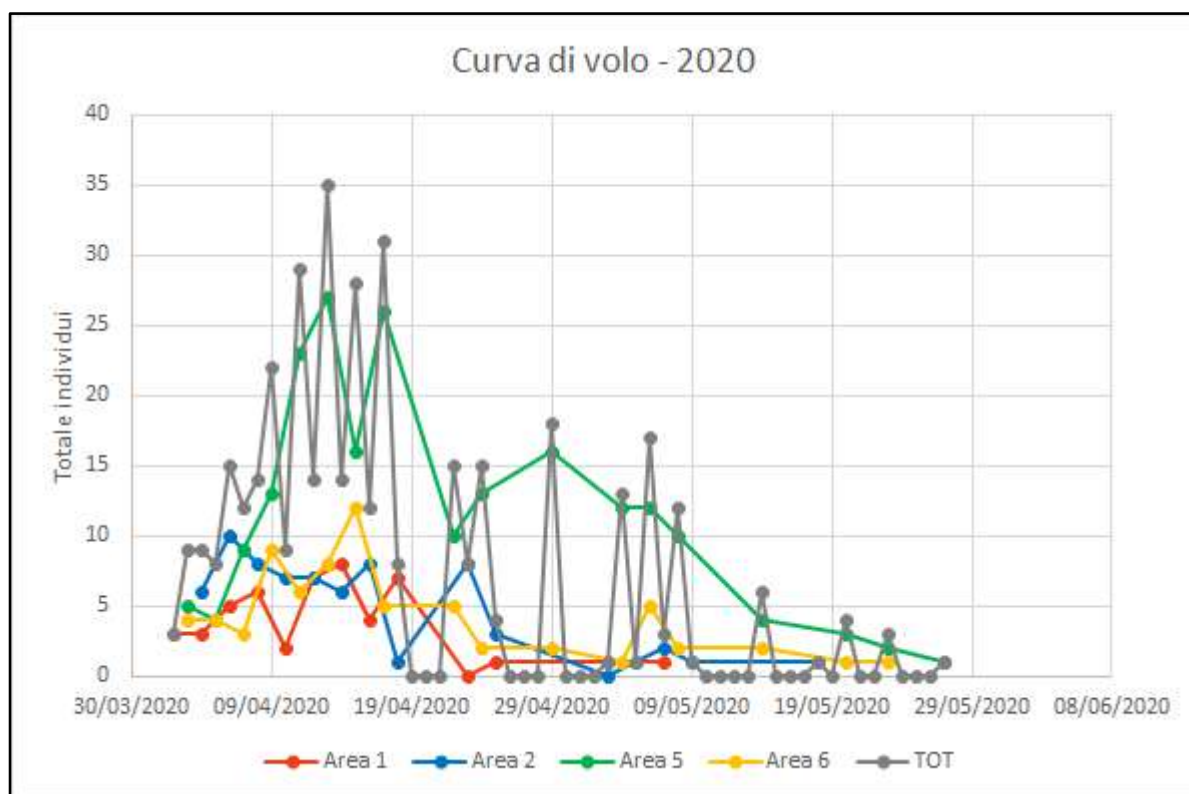
Con questo metodo è stato possibile identificare il periodo di volo, l'abbondanza giornaliera della specie e quindi la curva di volo (Figura 3). L'andamento atteso dell'abbondanza durante il periodo di volo è quello Gaussiano, cioè con un solo picco di individui al centro del periodo di volo. Quest'anno, diversamente dall'anno scorso, l'andamento della popolazione evidenzia un solo picco concentrato in particolare nella metà del mese di aprile (Figura 3). La curva di volo con andamento Gaussiano differisce da quella dell'anno precedente, dove erano stati registrati almeno due picchi di volo in tutte le aree. L'andamento dell'anno corrente è stato probabilmente influenzato da una scarsa abbondanza di giornate piovose, che sono state relativamente poche (9 in totale) e meno diffuse, permettendo quindi lo sfarfallamento degli adulti nell'arco di un più breve lasso di tempo, anziché frammentato durante tutto il periodo di volo della specie, e una maggior sopravvivenza degli individui. Al contrario, l'anno passato erano state registrate 26 giornate di pioggia distribuite dal 3 aprile al 5 giugno, che hanno esteso il periodo di volo fino al giorno 12 giugno e che hanno portato ad avere una minor sopravvivenza degli individui (*lifespan*).



Infatti, i dati ottenuti indicano che il *lifespan* delle sottopopolazioni è - rispettivamente per ogni area- di: 6 giorni nell'Area 1; 8 giorni nell'area 2; 7 giorni nell'Area 5; 6 giorni nell'Area 6.

Al contrario, con i dati dell'anno di campionamento 2019, il *lifespan* risultava essere di 3 giorni nell'Area 1; 2 giorni nell'Area 2; 2 giorni nell'Area 5; 4 giorni nell'Area 6. Considerando la diversa numerosità delle sottopopolazioni e le diverse dimensioni delle aree campionate, l'abbondanza giornaliera è stata molto variabile per ciascuna area. L'abbondanza giornaliera massima (picco di individui catturati) è stata di:

- 8 individui in Area 1 il giorno 14 aprile;
- 10 individui in Area 2 il giorno 6 aprile;
- 27 individui presenti in Area 5 il giorno 13 aprile;
- 12 individui in Area 6 il giorno 15 aprile.



**Figura 3.** Curva di volo complessiva e individuale per ogni area di studio: in rosso l'Area 1, in blu l'Area 2, in verde l'Area 5, in giallo l'Area 6. Il totale complessivo degli individui è indicato con il colore grigio.



### 2.3. Stima della popolazione di *Zerynthia polyxena*

I dati di Cattura Marcatura e Ricattura sono stati elaborati con il software Excel e successivamente inseriti nel software Mark, con il quale è possibile stimare la numerosità delle sottopopolazioni presenti nelle diverse aree durante l'anno di attività 2020 (Tabella 1). Considerando le distanze tra le Aree, si possono identificare due nuclei distinti di popolazioni, uno in media valle (nei comuni di Chiomonte e Giaglione) mentre l'altro in alta Val Susa (nel comune di Salbertrand); il primo comprendente Area 1 e 2 costituito da 259 individui e l'altro costituito da Area 5 e 6 comprensivo di 431 individui. Nello specifico, come visibile in tabella, nell'Area 1 sono stati catturati e marcati 50 individui in totale, di cui 33 maschi e 17 femmine; nell'Area 2 sono stati catturati e marcati 69 individui in totale; di cui 51 maschi e 18 femmine; nell'Area 5 sono stati catturati e marcati 206 individui in totale, di cui 147 maschi e 58 femmine; nell'Area 6 sono stati catturati e marcati 72 individui in totale, di cui 56 maschi e 16 femmine. I risultati ottenuti con il metodo CMR applicato alla popolazione di *Z. polyxena* evidenziano un tasso di ricattura aumentato rispetto all'anno passato, grazie ai risultati sappiamo quindi che il campionamento è stato svolto correttamente ed in modo esaustivo durante tutta la curva di volo della specie. L'incremento delle ricatture può inoltre essere attribuito alle poche giornate di pioggia durante la stagione di campo, che hanno permesso una maggior sopravvivenza degli adulti (*lifespan*) e aumentato le possibilità di ricattura degli individui (vedi Paragrafo precedente).

La *sex ratio* (proporzione di individui di sesso femminile e maschile) media è di 2,62:1, ovvero quasi il triplo dei maschi rispetto alle femmine, e si discosta molto dalla *sex ratio* riscontrata l'anno precedente (*Sex Ratio* 2019, Tabella 1), in cui era stata osservata parità tra i due sessi (1:1), proporzione auspicabile per la salute delle popolazioni di *Z. polyxena*. Inoltre, in entrambi gli anni si è stato notato che i primi individui ad essere catturati durante la fase iniziale del campionamento, erano prevalentemente maschili. Questo risultato potrebbe essere spiegato grazie al fenomeno della "protandria", ovvero la tendenza generale degli individui maschili ad emergere prima rispetto a quelli femminili, tipica delle farfalle (ma anche di altri insetti) e ampiamente documentata (W. Petersen, 1892; Demoll, 1908; Berge & Rebel, 1910; Ford, 1945; B. Petersen, 1997; Forster, 1954; Newman, 1968). Questa strategia riproduttiva permette agli individui femminili di minimizzare il periodo di tempo che intercorre tra la schiusa e l'accoppiamento, diminuendo il rischio di morte pre-riproduttiva e massimizza conseguentemente anche il successo riproduttivo degli individui maschili (Fagerstrom & Wiklund, 1982).

Confrontando i dati ottenuti dal campionamento 2020 con quelli dell'anno 2019 riportati in Tabella 1, si evidenzia inoltre che la stima della popolazione presente in Area 1 risulta essere in riduzione rispetto all'anno precedente, con 77 individui contro i 106 dell'anno precedente. Al contrario, nelle altre aree campionate (2, 5, 6) il numero delle popolazioni è stato stimato in aumento.

Questi risultati possono essere nuovamente imputati alle poche giornate di pioggia, che hanno permesso un campionamento più completo ed esaustivo ed un maggiore *lifespan* degli individui adulti, oltretutto causati dalle normali fluttuazioni che si verificano naturalmente nelle popolazioni dei lepidotteri. La stima della popolazione totale, comprendente tutte e quattro le aree, ammonta a 866 individui, contro i 739 stimati nell'anno di campionamento 2019 prendendo in esame le stesse aree di studio (Aree 1, 2, 5 e 6).

**Tabella 1.** Confronto dei dati ottenuti dagli anni di campionamento 2019-2020. Catture, ricatture e individui marcati nell'anno 2020. Confronto dei tassi di ricattura nelle diverse aree (2019-2020). Confronto tra *lasex ratio* delle sottopopolazioni nelle diverse aree (2019-2020). Confronto della stima delle sottopopolazioni di *Z. polyxena* ottenuta con il software Mark per le diverse aree di campionamento (2019-2020).

Anno di attività 2020										
	Catture totali (2019)	Catture totali (2020)	Ricatture totali (2020)	TOT CMR (2020)	Tasso di ricattura (2019)	Tasso di ricattura (2020)	Sex Ratio 2019 (M:F)	Sex Ratio 2020 (M:F)	Stima popolazione Mark (2019)	Stima popolazione Mark (2020)
AREA1	57	50	61	111	56,14	122,00	0,8:1	1,94:1	106	77
AREA2	66	69	78	147	48,48	113,04	0,9:1	2,68:1	140	141
<b>AREA1+2</b>	<b>123</b>	<b>123</b>	<b>64</b>	<b>187</b>	<b>52,02</b>	<b>116,81</b>	<b>1,1:1</b>	<b>2,33:1</b>	<b>246</b>	<b>218</b>
AREA5	217	206	88	195	31,34	42,72	1:1	2,55:1	384	504
AREA6	36	72	64	136	22,22	88,89	1,2:1	3,5:1	109	144
<b>AREA5+6</b>	<b>253</b>	<b>278</b>	<b>152</b>	<b>431</b>	<b>30,04</b>	<b>54,68</b>	<b>1:1</b>	<b>2,76:1</b>	<b>493</b>	<b>648</b>
<b>TOTALE</b>	<b>376</b>	<b>401</b>	<b>216</b>	<b>618</b>	<b>53,85</b>	<b>73,30</b>	<b>1,1:1</b>	<b>2,62:1</b>	<b>739</b>	<b>866</b>

#### 2.4. Stato di salute della popolazione di *Zerynthia polyxena*

Seppur le aree supportino delle popolazioni vitali di *Z. polyxena*, per identificare l'andamento futuro è essenziale capirne lo stato di salute: per far ciò è quindi importante stimare la densità delle sottopopolazioni. Per calcolare la densità è stato calcolato il minimo poligono convesso (MPC), che racchiude tutte le catture e le ricatture di *Z. polyxena* all'interno del più piccola area compresa tra i

punti di presenza. La densità delle sottopopolazioni va da 12 individui ad ettaro in Area 2 a 146 individui ad ettaro in Area 6.

L'elevata densità di sottopopolazione riscontrata in Area 6 è data dalla piccola dimensione dell'area stessa, che non raggiunge l'ettaro (0,9886 Ha, Tabella 2). Le altre densità (Tabella 2) risultano essere più basse, con sottopopolazioni inferiori ai 50 individui per ettaro, ma in linea con i risultati ottenuti l'anno precedente. Le sottopopolazioni presenti nelle Aree 1, 2 e 5 sono quindi molto meno numerose rispetto alla media delle altre specie di farfalle, questo potrebbe essere indice di una caratteristica intrinseca della specie, oppure dell'habitat locale.

**Tabella 2.** Dimensioni delle Aree di studio e rispettiva densità di individui.

Area	Dimensione area (Ha)	Densità sottopopolazione
Area 1	4,9913	15
Area 2	12,0691	12
Area 5	27,9395	18
Area 6	0,9886	146

Successivamente sono stati calcolati gli spostamenti degli individui all'interno delle singole aree di studio, per monitorare la mobilità della specie e dei singoli individui durante il periodo di volo (Tabella 3). Gli spostamenti ottenuti vanno da un minimo di 1,22 metri (in Area 6) ad un massimo di 546,64 metri (in Area 5). Le distanze massime registrate per ogni area vanno da 91,39 metri in Area 6 a 546,64 metri in Area 5. La media degli spostamenti effettuati dagli adulti è di 75,31 metri, con un minimo di 31,18 metri registrati in Area 6 e un massimo di 132,87 metri in Area 5.

**Tabella 3.** Distanze percorse dagli adulti di *Z. polyxena* durante l'anno di attività 2020.

Distanze percorse (metri) - anno 2020			
Area	Min (m)	Max (m)	Media (m)
Area 1	3,85	304,50	64,39
Area 2	2,80	369,95	72,80
Area 5	2,00	546,64	132,87
Area 6	1,22	91,39	31,18
Media	2,47	328,12	75,31

Per quanto riguarda invece gli spostamenti da un'area di monitoraggio all'altra, nella precedente stagione di monitoraggio (2019), non erano stati rilevati spostamenti di adulti il periodo di volo. Al contrario, nella stagione di monitoraggio 2020, è stato registrato un caso di spostamento di un esemplare maschio adulto dall'Area 6 all'Area 5, in data 29/04/2020. L'esemplare era già stato marcato - seguendo la procedura CMR precedentemente descritta - nella sua area di appartenenza (Area 6) ed è stato poi ricatturato ed identificato nell'area di spostamento (Area 5). Questo evento risulta interessante e funzionale alla diminuzione del potenziale tasso di *inbreeding* (incrocio genetico, cioè l'accoppiamento tra individui con alto grado di parentela) presente nella popolazione di *Z. polyxena* in Val di Susa, dato che le sottopopolazioni si trovano localizzate in aree separate e distanziate spazialmente, e non sono mai stati segnalati casi di spostamento di individui da un'area ad un'altra. Lo spostamento di adulti in un'area differente potrebbe quindi andare a favorire la variabilità genetica che a sua volta, può influire positivamente sulla capacità di volo e la propensione a disperdersi, sulla fertilità, la fecondità e resistenza allo stress ambientale.

Sulla base dei risultati ottenuti dall'analisi degli spostamenti effettuati dagli adulti, emerge una scarsa mobilità della specie e, soprattutto, scarsità di spostamenti da una sottopopolazione all'altra, in modo particolare nelle Aree 1 e 2. Di conseguenza, le popolazioni di *Zerynthia polyxena* in Val di Susa risultano essere poco dense e molto frammentate: la loro vitalità, già in parte compromessa da cause indipendenti dal cantiere, potrebbe ridursi negli anni a venire. La presenza di un corridoio ecologico, se mantenuto nel tempo, e la traslocazione di bruchi lungo tale corridoio (vedi capitolo seguente), potrebbero quindi risultare elementi utili nel porre in contatto due sottopopolazioni separate ed isolate geneticamente.

## **2.5 Caratterizzazione genetica delle popolazioni di *Z. polyxena***

Conoscere le caratteristiche genetiche delle popolazioni coinvolte in progetti di conservazione che prevedano la traslocazione di individui da una popolazione ad un'altra è un prerequisito indispensabile. E'infatti fondamentale evitare di traslocare individui da popolazioni molto differenti geneticamente fra loro per evitare problemi da *outbreeding* (esoincrocio, riproduzione fra individui geneticamente molto diversi) che porterebbero la nuova popolazione ad avere scarsa *fitness*. Inoltre, nel caso di popolazioni piccole e minacciate è importante conoscere il grado di variabilità genetica all'interno e tra le popolazioni in modo da verificare lo stato di conservazione delle stesse. Popolazioni piccole e con scarsa variabilità genetica possono andare incontro a eventi stocastici e/o depressione da *inbreeding* (inincrocio) che le porterebbero velocemente all'estinzione. La caratterizzazione

genetica delle popolazioni di *Z. polyxena* è stata effettuata dal gruppo di Zoologia dell'Università del Piemonte Orientale, Dipartimento di Scienze e Innovazione Tecnologica. A seguito della valutazione della situazione delle popolazioni, della tipologia di campioni disponibili e dei dati disponibili in letteratura, si è scelto di procedere con l'analisi di marcatori mitocondriali e nucleari (*wingless* e *cytochrome c oxidase*) e di un approccio *genome-wide* SNPs (mutazioni puntiformi).

### 2.5.1 Materiali e metodi

Sono stati analizzati complessivamente 226 campioni. I tessuti (uno o due arti centrali dell'animale) sono stati asportati tramite una forbice entomologica sterilizzata ad ogni prelievo; questo metodo è il meno invasivo tra quelli utilizzati negli insetti e non compromette le funzioni vitali dell'individuo (Koscinski et al., 2011). Il prelievo è avvenuto durante le operazioni di cattura, marcatura e ricattura effettuate nelle Aree 1, 2, 5, 6 e in sessioni di cattura nelle aree di Exilles, Eclause, Maison-Baccon, Milanere e Area 4. I campioni, una volta raccolti sono stati conservati in etanolo al 100% e posti in freezer a -20 °C. L'estrazione del DNA è stata effettuata tramite kit a membrana silicea per campioni con piccole concentrazioni di DNA (NucleoSpin Tissue XS, Macherey Nagel); sono stati ricavati 65 µl di DNA estratto per campione. La concentrazione del DNA nei campioni estratti è stata determinata con uno spettrofotometro NanoQuant Plate™ TECAN. In totale sono stati estratti ed è stato dosato il DNA in 226 campioni, con concentrazioni variabili tra 0 e 20 ng/ul.

#### - DNA barcoding e gene *wingless*

Una selezione di campioni biologici raccolti nelle diverse aree di studio è stata caratterizzata geneticamente attraverso il sequenziamento di un marcatore nucleare ed uno mitocondriale. Il primo marcatore è il marcatore universale *cytochrome c oxidase* (COI, 658 paia di basi) del DNA mitocondriale, marcatore molecolare utilizzato universalmente negli insetti e in altri animali come *barcode* per studi tassonomici, filogeografici e filogenetici. Il secondo marcatore è una porzione del gene nucleare *wingless* (*wg*, 349 paia di basi). Entrambi i marcatori vengono comunemente utilizzati negli insetti e questo permette di avere a disposizione dati di confronto disponibili in database online. I primers e le condizioni di PCR utilizzati per amplificare le due regioni sono: LepF1 (forward) and LepR1 (reverse) per COI (Hebert et al., 2004) e *wg\_F29* e *wg\_R382* (Zinetti et al. 2013). Il sequenziamento è stato effettuato dalla ditta Macrogen Europe (The Netherland).



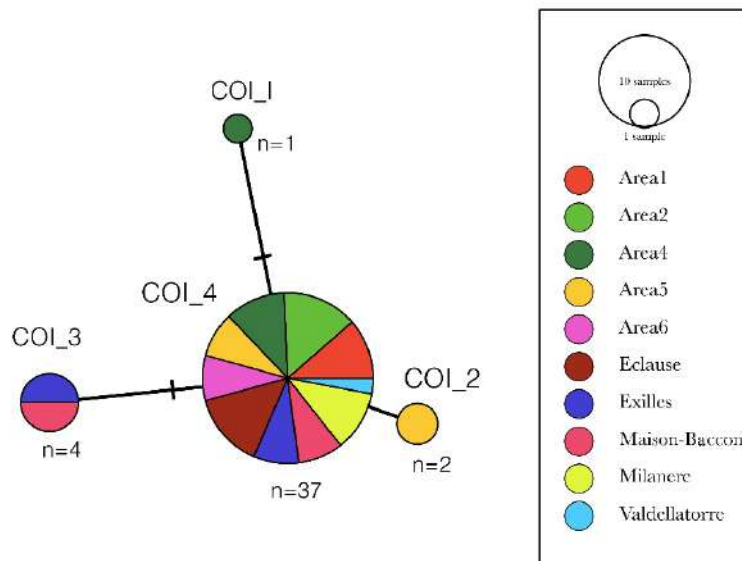
Gli elettroferogrammi risultanti sono stati verificati con i softwares 4Peaks (<https://nucleobytes.com/>) e allineati con Mega X (Kumar et al., 2018). Il network Median Joining degli aplotipi è stato ottenuto con il software PopArt (<http://popart.otago.ac.nz>). L'albero Neighbour Joining con distanza di Tamura Nei è stato calcolato con Mega X e radicato con una sequenza di *Zerynthia rumina* (GenBank, NCBI [www.ncbi.nlm.nih.gov](http://www.ncbi.nlm.nih.gov)).

#### - Analisi genomica

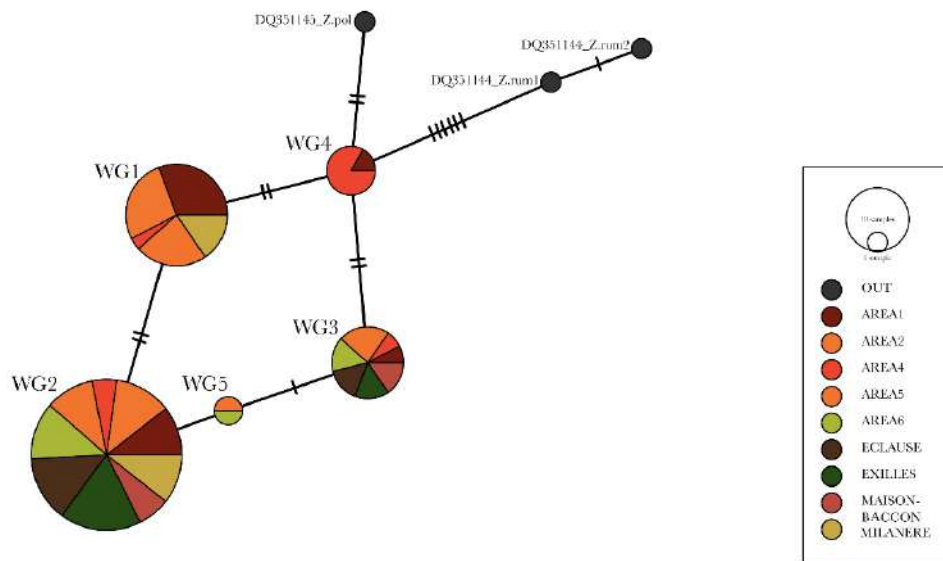
L'approccio Restriction-site associated DNA sequencing (RADseq) permette di ottenere un elevato numero di marcatori a singolo nucleotide (SNPs) che consentono di caratterizzare la struttura genomica delle popolazioni. Per *Zerynthia polyxena* in Val di Susa è stato messo a punto un approccio RAD sequencing predisposto per utilizzare basse quantità di DNA (5-10 ng/μl), adattandolo anche a campioni con 2,5-5 ng/μl, ed è stato valutato adatto un approccio single-digested restriction site-associated DNA sequencing (sdRADseq). Per la preparazione delle librerie di sequenziamento (*sequencing library*) 80 campioni sono stati digeriti con l'enzima di restrizione PstI-HF® (New England Biosystem) e marcati con una combinazione di barcode. Le librerie così ottenute sono state corse separatamente su Illumina MiSeq (600 cicli). Le reads risultanti sono state demultiplexate e allineate con procedimenti bioinformatici, grazie alla collaborazione con lo spin off SmartSeq, e filtrati successivamente secondo i protocolli di Pellegrino et al. (2016). La Discriminant Analyses of Principal Component (DAPC), gli indici di fissazione (Fst, Fis), l'eterozigosità sono state calcolate utilizzando hierfstat in R Adegnet in R (<https://www.r-project.org>). La presenza di flusso genico è stata verificata con il software DivMigrate (Keenan et al., 2013).

#### **2.5.2 Risultati sequenziamento COI e wg**

In totale abbiamo sequenziato 44 campioni identificando 4 aplotipi (sequenze differenti) per COI e 52 campioni identificando 5 aplotipi per il gene wg. I Network Median Joining (fig. 3 e 4) calcolati sugli aplotipi mostrano come gli aplotipi più abbondanti siano COI\_4 e wg2 che sono stati rilevati in tutte le popolazioni campionate. Le popolazioni dell'Area 4 e 5 hanno due aplotipi privati di COI (COI\_1 e COI\_2). Nel complesso l'analisi di questi due marcatori, uno nucleare ed uno mitocondriale, non mostra la presenza di una strutturazione fra le popolazioni.



**Figura 4** - Network degli aplotipi calcolato su COI del mtDNA.



**Figura 5** - Network degli aplotipi calcolato su una porzione di 349 bp del gene wg.

Le distanze genetiche (p-distances) fra le popolazioni campionate mostrano valori bassi: essi sono minori dell'1% (da 0,2 % a 0,6 %) per il gene wg e compresi tra 0 e 0,1% per il marcatore COI. La distanza genetica fra le Aree 1 e 2 è 0 nel caso di COI, e 0,3% ( $\pm 0,2$ ) misurata sulle sequenze di wg. Le distanze genetiche calcolate all'interno delle popolazioni sono minori dell'1% e, per wg, variano da 0,2% nella popolazione di Exilles a 0,6% nell'Area 4. L'Area 1 e l'Area 2 mostrano distanze genetiche rispettivamente di 0,3 e 0,4 %. Nel caso di COI le distanze genetiche variano fra 0 e 0,1%.

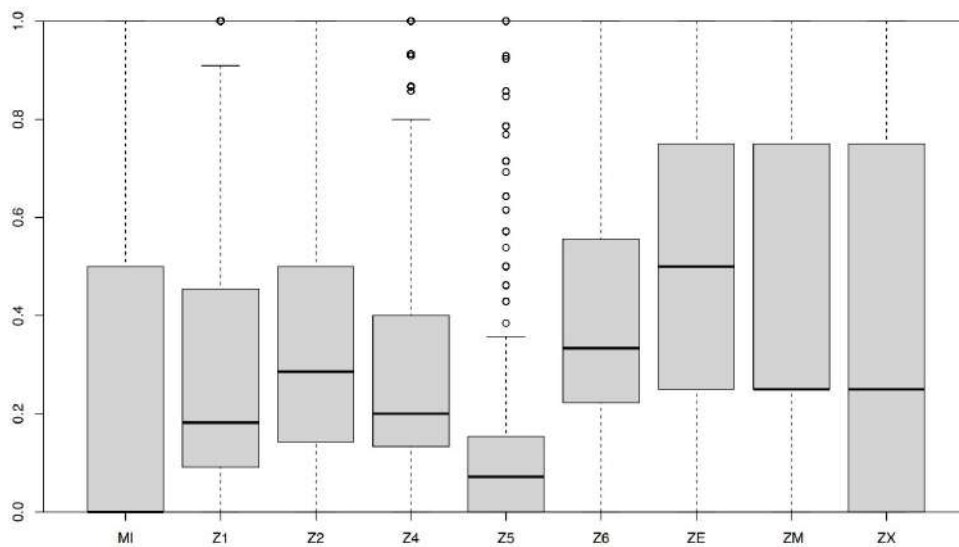
### 2.5.3 Risultati analisi genome wide

In totale, per questa analisi di screening, sono stati analizzati 80 campioni, con un numero di reads (sequenze) totale di 55,7 milioni, variabile nei diversi campioni con una media di 680000 reads ciascuno. L'allineamento delle reads e i primi filtri applicati hanno permesso di identificare 7202 SNPs che sono poi stati ulteriormente filtrati con il software PLINK, fino ad ottenere 77 campioni con 1605 varianti SNPs con un valore di genotipizzazione totale nel dataset residuo di 0.998.

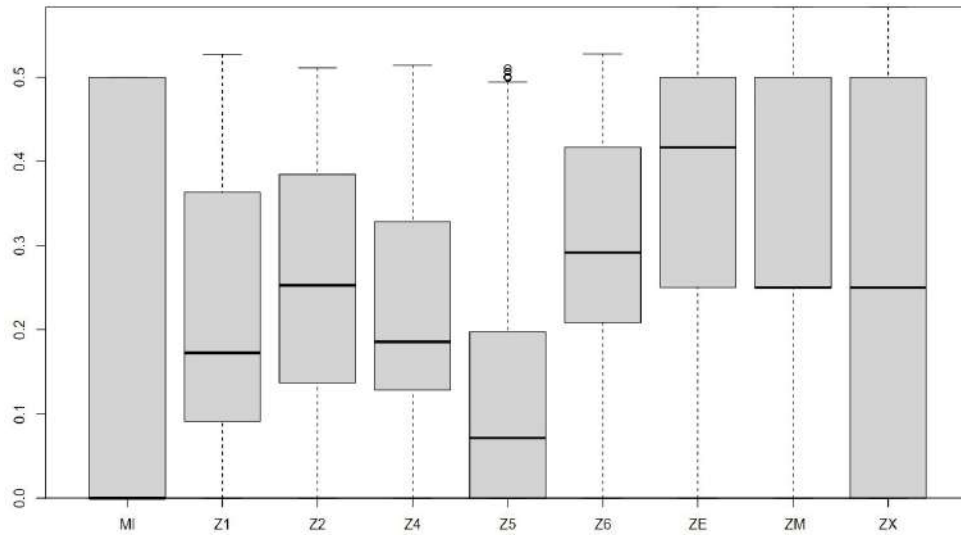
Gli indici di diversità calcolati sull'intero dataset sono:

- eterozigosità osservata ( $H_o$ ) = 0.33
- eterozigosità attesa media delle popolazioni/diversità genetica media all'interno delle popolazioni ( $H_s$ ) = 0.24

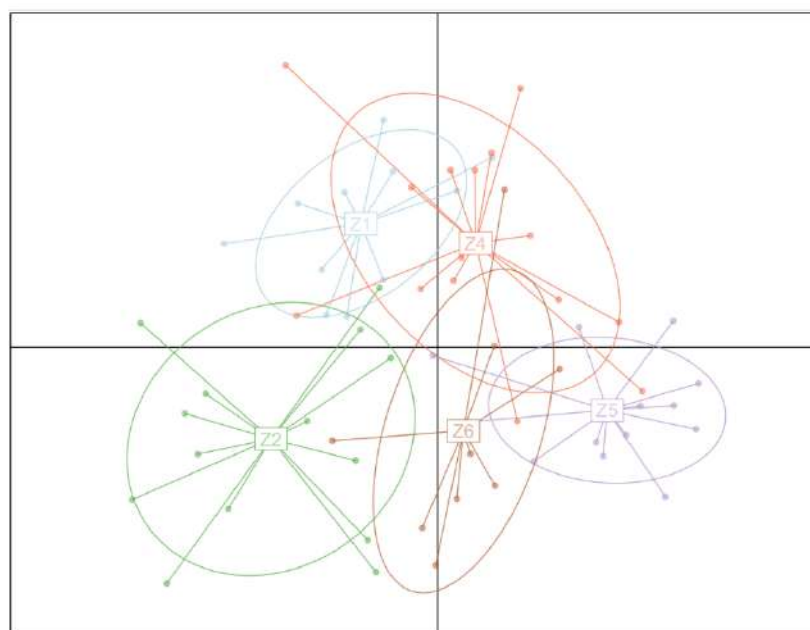
I valori di eterozigosità osservata sono maggiori di quelli di diversità genetica media sia nell'intero dataset che nelle singole popolazioni; questa differenza può indicare presenza di *outbreeding* (incrocio di popolazioni precedentemente differenziate).



**Figura 6:** Eterozigosità osservata in ogni popolazione (MI=Milanere, Z1=Area1, Z2=Area2, Z4=Area4, Z5=Area5, Z6=Area6, ZE=Eclause, ZM=Maison-Baccon, ZX=Exilles).



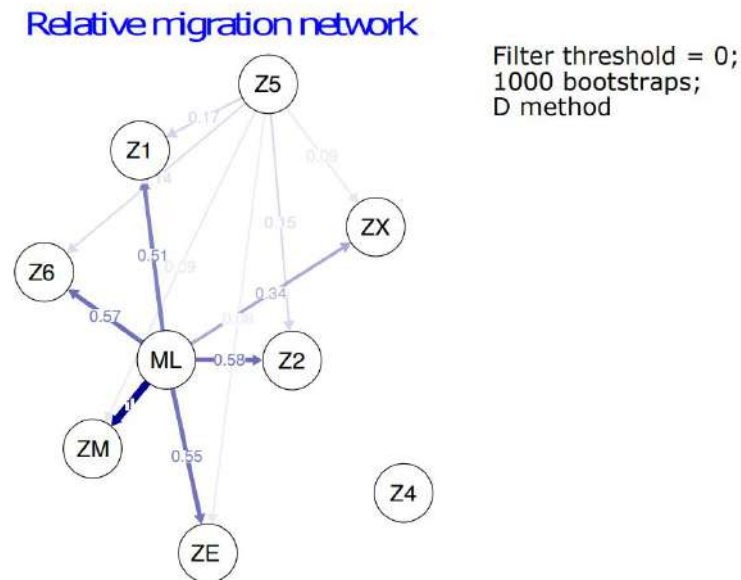
**Figura 7.** Eterozigosità attesa, ovvero diversità genetica all'interno di ogni popolazione.



**Figura 8:** DAPC calcolata sul dataset di SNPs dei campioni dell'Area 1, 2, 4, 5, 6.

Il flusso genetico fra le popolazioni è stato stimato con il software DivMigrate. Il tasso di migrazione fra popolazioni viene calcolato confrontando la diversità genetica fra due popolazioni e un ipotetico gruppo di migranti. I tassi di migrazione sono stati misurati con distanza genetica  $D$  sul dataset comprendente tutte le 9 popolazioni indagate (Fig. 9).

I modelli calcolati evidenziano come il flusso di migranti avvenga in modo significativo da Milanere verso le altre popolazioni e dalla popolazione dell'area 5 verso altre popolazioni ma con tasso di migrazione minore di 0,5. I flussi di migranti da e verso le altre popolazioni sono assenti o molto limitati.



**Figura 9:** ML=Milanere, Z1=Area1, Z2=Area2, Z4=Area4, Z5=Area5, Z6=Area6, ZE=Eclause, ZM=Maison-Baccon, ZX=Exilles

In conclusione, le popolazioni dell'Area 1 e Area 2 risultano compatibili geneticamente, i risultati ottenuti da entrambe le analisi di sequenze di marcatori nucleari e mitocondriali e di mutazioni puntiformi (SNPs) non hanno infatti rilevato la presenza di una struttura genetica peculiare (aplotipi privati, distanze e differenziazione genetica) per una o entrambe le popolazioni.

## 2.6. Corridoio ecologico e traslocamento dei bruchi di *Z. polyxena*

Per favorire la motilità e quindi la sopravvivenza della sottopopolazione di *Zerynthia polyxena* presente nell'Area 1, che verrà parzialmente compromessa dall'espansione del cantiere per la costruzione della linea ferroviaria Torino-Lione, oltre a ridurre le dimensioni dello stesso (per garantire la presenza di un nucleo vitale), è stato predisposto un corridoio ecologico che collega questo settore con l'Area 2. Tale opera è stata prevista in ottemperanza alle prescrizioni 121 e 131 della delibera CIPE 39/2018, che richiedono lo sviluppo delle compensazioni forestali in un'ottica ecologica, di ricostituzione e di potenziamento dei corridoi ecologici e faunistici presenti in Valle



Susa. Infatti la Regione Piemonte ha approvato il progetto delle compensazioni forestali che, contrariamente a quanto si attua solitamente, non prevede la piantumazione di alberi in altre aree anche non in prossimità dell'area compromessa ma al contrario prevede, in un'area comunale in prossimità de La Maddalena, la realizzazione di alcuni interventi mirati a ripristinare le componenti faunistiche a cui era stata sottratto habitat in conseguenza all'espansione del cantiere. Pertanto si è prevista la realizzazione di roost artificiali per i pipistrelli, il miglioramento forestale di circa 88ha e all'interno di questi la realizzazione del corridoio ecologico per *Zerynthia polyxena*. Per tutta la lunghezza del corridoio ecologico sono state realizzate 10 radure tramite apertura boschiva e trapianto della pianta nutrice (*Aristolochia pallida*). Queste radure sono state disegnate *ad hoc* per dimensione e copertura arborea (utilizzando i dati dell'anno passato) per favorire lo spostamento degli individui adulti tra le due aree. Per favorire la colonizzazione, è stata effettuata la traslocazione dei bruchi situati nella porzione dell'Area 1 destinata al futuro cantiere per la costruzione della linea ferroviaria Torino-Lione. Con l'inizio dei lavori, infatti, si sarebbe andati incontro alla perdita dei bruchi localizzati in quest'area. Per evitare ciò, i bruchi in fase larvale idonea allo spostamento e alla sopravvivenza sono stati prelevati dall'Area 1 e traslocati nelle radure del corridoio ecologico. Per ogni radura pari (2, 4, 6, 8, 10), 25 bruchi sono stati depositi omogeneamente sulle piante nutrici, per permettere il loro completo sviluppo larvale (Figura 10). Successivamente, i bruchi sono stati monitorati dagli operatori per controllare l'effettivo successo della traslocazione effettuata.



**Figura 10.** Bruchi di *Z. polyxena* (in differenti stadi larvali) traslocati dagli operatori nel corridoio ecologico e posizionati sulle foglie della pianta nutrice *A. pallida*.

### **3. Comunità di lepidotteri diurni (farfalle)**

#### **3.1 Le farfalle come bioindicatori**

Diversi studi hanno mostrato come le farfalle rispondano in tempi rapidi a cambiamenti ambientali, sia su scala di paesaggio sia a livello di micro-habitat, e come variazioni della comunità e/o della fenologia di specie target rispecchino alterazioni in altre componenti della biodiversità, rendendole indicatori ottimali per molteplici ecosistemi terrestri (Van Swaay & Warren, 1999; Thomas, 2005; Rákosy & Schmitt, 2011). Pertanto i Lepidotteri diurni sono considerati degli ottimi bioindicatori, sia per alcune loro caratteristiche ecologiche e fisiologiche, sia per le conoscenze di base già a disposizione, a livello internazionale e nazionale. Le farfalle sono presenti in una grande varietà di habitat, con un elevato numero di specie, e comprendono, accanto ad elementi generalisti, un buon numero di elementi altamente specializzati, con esigenze ecologiche ristrette. Inoltre, rispetto a molti altri gruppi di insetti, sono caratterizzate dall'aver una tassonomia nota e relativamente stabile e da buone conoscenze di base sull'ecologia e sulla biologia delle singole specie.

A causa del ciclo vitale breve, spesso di poco inferiore a un anno, le risposte delle farfalle alle variazioni nella qualità dell'habitat sono decisamente più rapide rispetto ad altri gruppi. L'olometabolia, ovvero lo sviluppo da larva ad adulto a metamorfosi completa (tipico dei lepidotteri), con larve scarsamente mobili e spesso caratterizzate da esigenze ecologiche differenti dagli adulti, rende le farfalle buoni indicatori di biotopi complessi, in cui le esigenze degli stadi larvali debbano sovrapporsi, almeno parzialmente, a quelle degli adulti. Dal punto di vista metodologico, tutte le tecniche di monitoraggio esistenti sono state ampiamente sperimentate e standardizzate, sia per quanto riguarda gli studi a livello di comunità (Pollard & Yates, 1993), sia per quanto riguarda la valutazione della dinamica di popolazione delle singole specie. Infine non è da sottovalutare come le farfalle diurne siano tra i pochi invertebrati giudicati positivamente dal grande pubblico: si tratta di specie carismatiche, che riescono ad attirare l'attenzione e il consenso dell'opinione pubblica su progetti conservazionistici o di ricerca, che altrimenti sarebbero più difficilmente supportati: sono cioè delle ottime specie bandiera.

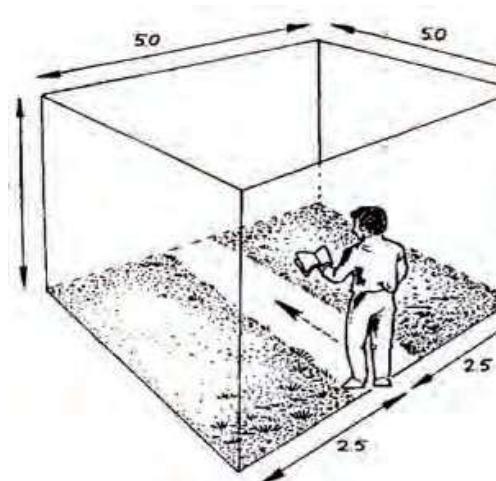
#### **3.2 Obiettivo del progetto**

Scopo di tale monitoraggio è quello di valutare la composizione e la diversità delle comunità di farfalle ospitate nelle 4 aree di indagine, individuate come aree di presenza di quattro popolazioni di *Z. polyxena*, e, in modo particolare, nel corridoio ecologico creato nella matrice boschiva per

congiungere l'Area 1 e l'Area 2. I parametri di diversità quali ricchezza specifica, abbondanza, equipartizione e diversità funzionale delle comunità di lepidotteri saranno poi messi a confronto con i parametri di popolazione di *Z. polyxena* per individuare eventuali correlazioni e/o differenze. Inoltre, tale campionamento rappresenta il primo anno di valutazione dell'utilizzo del corridoio ecologico da parte di questi insetti.

### 3.3 Materiali e metodi

I lepidotteri diurni sono stati monitorati mediante un metodo di conta semi-quantitativo noto come "transetto di Pollard" (Pollard & Yates, 1993). Più in dettaglio, un transetto è costituito da un percorso lineare, scelto dall'operatore e mantenuto fisso per tutta la stagione di campionamento, in cui le farfalle sono contate a cadenza regolare (solitamente ogni 1-2 settimane). Spesso il transetto viene suddiviso in sezioni, definite da una lunghezza fissa o dalla presenza di ambienti o caratteristiche ambientali differenti. Normalmente la lunghezza totale di un transetto è di circa 500 m, ed il tempo impiegato per transetto corrisponde a circa 30 minuti. Il metodo standardizzato prevede che l'operatore cammini lungo il transetto a passo costante, contando il numero di individui di farfalle di ogni specie avvistata all'interno di una scatola immaginaria di 2,5 m per lato e 5 m di fronte e al di sopra (vedi Fig. 11), senza voltarsi indietro per evitare doppie conte.



**Figura 11.** Rappresentazione grafica del cubo immaginario dentro il quale si contano le farfalle lungo il transetto.

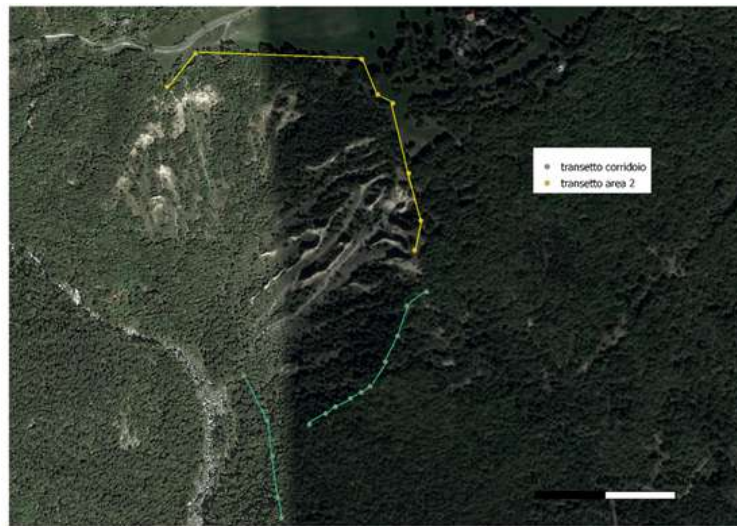


**Figura 12.** A sinistra, *Ochloedes sylvanus* che si alimenta su *Dianthus sp.*, in cui è possibile osservare l'apparato boccale. A destra, *Polyommatus damon*, licenide osservabile nella stagione estiva, all'interno del retino entomologico.

I dati vengono riportati su di una scheda di campo per ogni sezione del transetto (Sevilleja et al., 2019). Gli esemplari di difficile identificazione vengono catturati mediante un retino entomologico (Figura 12.) ed identificati mediante osservazione del pattern alare con l'ausilio di guide al riconoscimento (e.g. Tolman & Lewington, 2008) oppure, se non è possibile identificarli in campo, vengono sacrificati e diagnosticati in laboratorio attraverso l'analisi delle armature genitali (come gli Hesperidae del genere *Pyrgus*, alcuni Licenidi e il genere *Leptidea*). Il monitoraggio viene effettuato durante il periodo primaverile/tardo estivo (nel nostro caso da aprile a settembre), ovvero quando le farfalle sono presenti in fase adulta. I transetti devono essere percorsi in condizioni climatiche ottimali e quando le farfalle sono maggiormente attive. In particolare, si raccomanda di campionare nelle ore centrali della giornata (10:00-16:30 circa), in assenza di vento e con una temperatura dell'aria maggiore di 13°C. Le condizioni climatiche del campionamento (data, ora di inizio e fine, vento secondo la scala di Beaufort, e copertura nuvolosa) vanno anch'esse registrate sulla scheda di campo.

Nel caso delle aree coinvolte nel progetto in questione, le mappe in Fig. 13 mostrano la collocazione dei transetti nell'area 1-2 (Chiomonte-Giaglione) e nell'area 5-6 (Salbertrand).





**Figura 13.** Mappe delle aree di studio; i diversi trasetti sono indicati con colori differenti.



Nello specifico è stato fissato 1 transetto per ogni area: uno per il corridoio ecologico tra l'area 1 e 2 ed uno per il corridoio ipotetico di congiunzione tra l'area 5 e 6, lunghi almeno 500 m e posizionati all'interno delle aree d'indagine lungo percorsi facilmente accessibili. Tali transetti sono stati suddivisi in sezioni (da un minimo di 1 ad un massimo di 9), corrispondenti ad una certa tipologia di habitat predominante, ed indicati con numerazione progressiva (S1, S2, ecc..).

Oltre alle comuni variabili climatiche, per ogni sezione sono state annotate anche alcune covariate ambientali:

- tipologia di habitat (es. ecotono/radura/bosco);
- altezza dell'erba (in intervalli come ad es. 0-10 cm, 10-20 cm, ecc...), tipo di vegetazione (erbacea/arbustiva/arborea);
- stato di maturazione dell'erba (da 1 a 3);
- percentuale di copertura arborea;
- presenza di escrementi di animali selvatici;
- percentuale di copertura di tutte le piante fiorite (fonti di nettare), riportata per ogni specie;
- eventuali interventi antropici lungo la sezione del transetto (es. sfalcio della vegetazione).

Per quanto riguarda la frequenza di campionamento, i transetti sono stati ripetuti ogni 10-15 giorni, a seconda delle condizioni meteo, per un totale di 14 repliche a transetto a partire da aprile fino a settembre 2020.

In totale si prevedeva di percorrere 6 transetti ogni 10 giorni. A partire dal giorno 14/06/2020 per motivi logistici non è più stato possibile eseguire il transetto dell'Area 1, pertanto il numero totale di repliche ammonta a 74, con un totale complessivo di circa 39,5 km percorsi.

### **3.4 Risultati preliminari**

In totale sono state campionate 78 specie e 3586 individui di Lepidotteri diurni.

L'area 6 risulta la più ricca in termini di numero di specie rilevate (65).

La Tabella 5 riporta le specie di farfalle osservate nelle varie aree di studio durante tutto il periodo di campionamento.

**Tabella 5.** Elenco delle specie di lepidotteri ropaloceri osservate nell'area di studio, in ordine alfabetico. Per ogni specie è riportato il transetto di osservazione, l'eventuale inclusione negli allegati II e/o IV della Direttiva 92/43/CEE "Habitat" e la categoria di minaccia secondo le Liste Rosse IUCN italiana (Balletto et al., 2015).

Specie	Area 1	Area 2	Corridoio 1/2	Area 5	Area 6	Corridoio 5/6	All. II/IV DH	IUCN
<i>Aglais urticae</i>		X	X	X	X			LC
<i>Anthocharis cardamines</i>	X	X	X	X	X	X		LC
<i>Aphantopus hyperantus</i>	X	X		X	X	X		LC
<i>Aporia crataegi</i>	X	X		X	X			LC
<i>Argynnis adippe</i>		X			X			LC
<i>Argynnis aglaja</i>		X	X	X	X			LC
<i>Argynnis niobe</i>			X	X	X			LC
<i>Argynnis paphia</i>		X	X	X	X	X		LC
<i>Arethusana arethusa</i>				X	X			LC
<i>Aricia agestis</i>		X	X	X	X			LC
<i>Aricia artaxerxes allous</i>					X			LC

<i>Boloria dia</i>		X		X	X			LC
<i>Boloria euphrosyne</i>					X			LC
<i>Brenthis daphne</i>		X			X			LC
<i>Brintesia circe</i>		X	X	X	X			LC
<i>Callophrys rubi</i>					X			LC
<i>Coenonympha arcania</i>	X	X	X	X	X	X		LC
<i>Coenonympha pamphilus</i>		X	X	X	X	X		LC
<i>Colias alfacariensis</i>				X	X			LC
<i>Colias crocea</i>				X				LC
<i>Cupido argiolus</i>	X	X	X		X			LC
<i>Cupido minimus</i>					X			LC
<i>Cupido osiris</i>				X	X			LC

<i>Erebia aethiops</i>		X		X	X	X		LC
<i>Erebia alberganus</i>				X	X			LC
<i>Erebia ligea</i>					X	X		LC
<i>Erebia neoridans</i>				X	X	X		LC
<i>Erynnis tages</i>		X		X	X			LC
<i>Glaucopsyche alexis</i>	X	X						LC
<i>Gonepteryx rhamni</i>	X	X		X	X	X		LC
<i>Hamearis lucina</i>	X	X	X	X	X	X		LC
<i>Hipparchia fagi</i>		X	X	X	X	X		LC
<i>Hipparchia semele</i>			X					LC
<i>Hipparchia statilinus</i>		X	X	X	X			LC

<i>Iphiclides podalirius</i>	X	X	X	X	X			LC
<i>Issoria lathonia</i>	X	X	X	X	X			LC
<i>Lasiommata maera</i>	X	X	X	X	X			LC
<i>Lasiommata megera</i>	X	X	X	X	X			LC
<i>Leptidea sinapis</i>	X	X	X	X	X	X		LC
<i>Libythea celtis</i>	X							LC
<i>Limenitis reducta</i>	X							LC
<i>Lycaena alciphron</i>					X			LC
<i>Lycaena phlaeas</i>	X	X	X		X			LC
<i>Lycaena virgaureae</i>			X		X			LC
<i>Maniola jurtina</i>	X	X	X	X	X			LC

<i>Melanargia galathea</i>	X	X	X	X	X	X		LC
<i>Melitaea athalia</i>	X	X		X	X			LC
<i>Melitaea didyma</i>		X	X	X	X			LC
<i>Melitaea phoebe</i>				X				LC
<i>Melitaea trivia</i>		X		X	X			LC
<i>Nymphalis antiopa</i>			X		X	X		LC
<i>Nymphalis polychloros</i>				X	X			LC
<i>Ochlodes sylvanus</i>		X	X	X	X	X		LC
<i>Papilio machaon</i>		X						LC
<i>Pararge aegeria</i>	X		X	X	X	X		LC
<i>Pieris napi</i>	X	X	X	X	X	X		LC
<i>Pieris rapae</i>		X	X	X	X			LC

<i>Pieris manni</i>		X	X					LC
<i>Polygonia c-album</i>	X				X			LC
<i>Polyommatus amandus</i>				X				LC
<i>Polyommatus bellargus</i>		X	X	X	X			LC
<i>Polyommatus coridon</i>		X	X	X	X			LC
<i>Polyommatus damon</i>		X						LC
<i>Polyommatus dorylas</i>				X	X			LC
<i>Polyommatus escheri</i>			X		X			LC
<i>Polyommatus icarus</i>	X	X		X	X	X		LC
<i>Polyommatus thersites</i>		X			X			LC
<i>Pyrgus armoricanus</i>		X			X			LC



<i>Pyrgus carthami</i>			X					LC
<i>Pyrgus malvae</i>		X	X	X	X			LC
<i>Pyrgus onopordi</i>		X						LC
<i>Satyrium ilicis</i>			X					LC
<i>Satyrus ferula</i>		X	X	X	X	X		LC
<i>Scolitantides orion</i>	X		X					LC
<i>Spialia sertorius</i>		X		X	X			LC
<i>Ochloedes sylvanus</i>								LC
<i>Thecla betulae</i>					X			LC
<i>Thymelicus lineola</i>		X	X					LC
<i>Thymelicus sylvestris</i>		X	X	X	X	X		LC
<i>Vanessa atalanta</i>	X	X	X		X	X		LC

<i>Zerynthia polyxena</i>	X	X	X	X	X		X	LC
TOT	26	51	42	51	65	22		

## 4. Comunità di Lepidotteri notturni

### 4.1 Il ruolo ecologico delle falene

Come espresso nel paragrafo 4.1 per i Lepidotteri diurni (farfalle), anche nel caso delle falene, è opportuno evidenziare l'importanza di questi organismi da un punto di vista ecologico e come bioindicatori a livello ecosistemico e di habitat. In particolare, il ruolo di maggior rilevanza svolto da questo *taxon* è rappresentato dall'impollinazione notturna. Nonostante la loro rilevanza come impollinatori sia attualmente sottostimata e vi sia una mancanza di informazioni ed evidenze scientifiche legate a questa tipologia di servizio (Hahn & Bruhl, 2016), numerosi studi hanno già evidenziato il ruolo chiave che i Lepidotteri notturni rivestono all'interno degli ecosistemi, in qualità di impollinatori notturni (Fox 2012; Merckx et al., 2012; Macgregor et al., 2014).

Studi recenti hanno infatti dimostrato che la maggior parte del polline trasportato dalle falene viene accidentalmente accumulato sulla porzione ventrale del torace (ricca di "peluria"), invece che sulla proboscide, sulla quale si era concentrata in passato l'attenzione dei ricercatori. In questo modo il polline può facilmente depositarsi da un fiore all'altro durante le visite notturne (Atwater, 2013; Funamoto, 2019; Le Croy et al., 2013; Willmer, 2011). Studi emergenti indicherebbero inoltre che alcune specie di piante si siano adattate specificamente a questa strategia, sfruttando il polline trasportato ventralmente dalle falene per la loro riproduzione (Funamoto, 2019).

Le falene risultano quindi essere componenti molto influenti all'interno dei *network* pianta-impollinatore, sviluppando spesso relazioni mutualistiche e specie-specifiche con le piante stesse, a volte anche molto complesse (Walton et al., 2020). Il loro apporto, all'intero dei *pollination network*, è in grado di aumentare la resilienza di questi sistemi, controbilanciando potenzialmente l'attuale e drammatico declino degli impollinatori diurni (Potts et al., 2020).

### 4.2 Obiettivo del progetto

I Lepidotteri notturni (falene) sono stati indagati nell'area di studio con lo scopo di caratterizzare le specie presenti nelle radure del corridoio e nei boschi immediatamente circostanti, ottenendo dati utili a valutare la funzionalità ecologica del corridoio stesso. Inoltre, tramite il confronto tra le comunità di falene presenti in bosco e nelle radure, lo studio intende verificare se la creazione artificiale di aree

aperte abbia contribuito ad incrementare la diversità di questo gruppo di lepidotteri nella zona. In particolare, grazie ad una seconda stagione di campionamenti nel 2021, da effettuarsi dopo le operazioni di inerbimento delle radure, sarà possibile confrontare la comunità di falene osservata nel 2020 con quella presente nelle aree aperte inerbite, evidenziando quindi eventuali effetti delle operazioni di gestione del manto erboso su questi insetti.

Per l'identificazione delle specie ci si è avvalsi della collaborazione con il dr. Stefano Scalercio del CREA di Cosenza.

Il campionamento 2020 si inserisce nell'ambito di un progetto biennale in collaborazione con il gruppo supervisionato da Michele Lonati (DISAFA, UNITO) e quello di Sandro Bertolino (DBIOS, UNITO) che prevede l'inerbimento con fiorume di metà delle radure del corridoio e il monitoraggio di come la comunità di lepidotteri e di conseguenza di chiroterteri cambi in relazione alla vegetazione. I dati del 2020 verranno quindi paragonati con quelli che verranno campionati nel 2021 per valutare l'effettiva differenza di comunità legata alla diversa composizione vegetale.



**Figura 14.** Trappola luminosa utilizzata per la cattura di lepidotteri notturni, dove è visibile la lampada a LED accesa, fonte luminosa attrattiva per le falene

### 4.3 Materiali e metodi

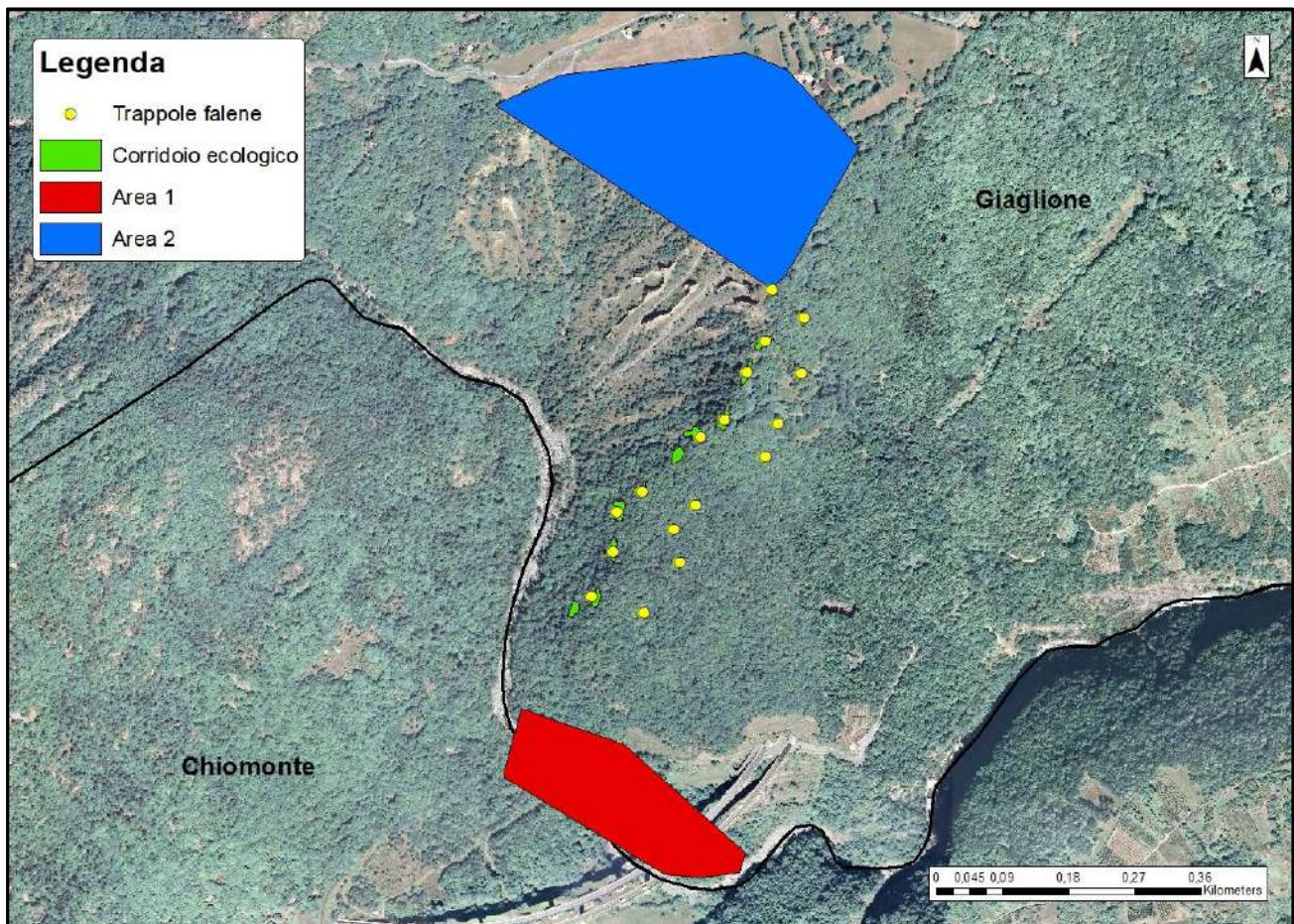
Il monitoraggio dei lepidotteri notturni è stato effettuato nelle ore notturne in 6 sessioni di campionamento, con cadenza mensile da maggio a ottobre, utilizzando le trappole luminose come metodo di cattura (Figura 14). Tali trappole sfruttano l'attrazione esercitata da apposite lampade a LED sulle falene, le quali tendono a volare in direzione della fonte luminosa. Intercettate da due pannelli di *plexiglas* posti perpendicolarmente l'uno con l'altro, queste cadono in un contenitore posto al di sotto della lampada, dove l'atmosfera satura di acetato di etile ne consente la soppressione senza compromettere la conservazione. I lepidotteri notturni così raccolti sono stati poi smistati, preparati ed identificati in laboratorio, grazie al contributo dello specialista Dott. Stefano Scalercio (Figura 15).



**Figura 15.** Fase di smistamento dei lepidotteri notturni raccolti in una trappola luminosa. I lepidotteri vengono così identificati e preparati per la collezione entomologica o per successive analisi genetiche effettuate dallo specialista.

Il disegno sperimentale adottato ha previsto il posizionamento di 17 trappole luminose (Figura 16) per ogni sessione di campionamento, una per ciascuna radura del corridoio (più una radura di controllo), alla quale è stata abbinata una seconda trappola nell'area boschiva adiacente (a circa 100 m di distanza). Ogni coppia di trappole (radura/bosco) è stata attivata contemporaneamente, catturando falene nell'arco di una singola notte per sessione, dal tramonto all'alba. Inoltre, tramite *datalogger* posizionati nei pressi di ogni trappola, sono state registrate le temperature verificatesi durante l'intero periodo di campionamento 2020.





**Figura 16.** Collocazione delle trappole luminose per la cattura dei lepidotteri notturni. Di queste, 8 trappole sono state collocate nelle radure del corridoio ecologico, rappresentato in giallo. Il corridoio ecologico collega l'Area 1 (Chiomonte) con l'Area 2 (Giaglione).

#### 4.4 Risultati preliminari

Lo studio della comunità di falene presenti nel corridoio ecologico è tutt'ora in fase di analisi più approfondite, ma i primi dati ottenuti sembrano suggerire che le radure siano in fase di colonizzazione da parte di lepidotteri notturni tipicamente prativi. Il corridoio ecologico potrebbe quindi essere in grado di supportare una comunità eterogenea e differente da quella boschiva.

In totale sono state campionate 297 specie e 8743 individui di Lepidotteri notturni (Tabella 6). La radura 10 risulta la più ricca in termini di numero di esemplari (1301 individui appartenenti a 144 specie diverse) rilevati durante tutta la stagione di campionamento. L'elevata biodiversità di questa radura è probabilmente da attribuire alle caratteristiche intrinseche della stessa, tra cui temperatura ed esposizione. Queste ipotesi sono però ancora da valutare con attenzione e saranno confermate con successive analisi.

**Tabella 6.** Famiglie e specie di Lepidotteri notturni rilevati durante la stagione di campionamento maggio-giugno 2020. Sono indicati: il numero di individui rilevato in ogni radura (R) o bosco (B) e il totale per ogni specie. Sono inoltre riportati, in fondo alla tabella, il numero complessivo di individui (8743) e il numero totale di specie (297) campionate nell'anno di attività corrente.

<b>Famiglia</b>	<b>Specie</b>	<b>TOT</b>
<b>Limacodidae</b>	<i>Apoda limacodes (Hufnagel, 1766)</i>	<b>57</b>
<b>Cossidae</b>	<i>Cossus cossus (Linnaeus, 1758)</i>	<b>2</b>
<b>Lasiocampidae</b>	<i>Lasiocampa (Lasiocampa) quercus (Linnaeus, 1758)</i>	<b>1</b>
<b>Lasiocampidae</b>	<i>Lasiocampa (Pachygastrina) trifolii (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>8</b>
<b>Lasiocampidae</b>	<i>Macrothylacia rubi (Linnaeus, 1758)</i>	<b>4</b>
<b>Lasiocampidae</b>	<i>Malacosoma (Clisiocampa) neustria (Linnaeus, 1758)</i>	<b>6</b>
<b>Lasiocampidae</b>	<i>Dendrolimus pini (Linnaeus, 1758)</i>	<b>7</b>
<b>Lasiocampidae</b>	<i>Trichiura (Trichiura) crataegi (Linnaeus, 1758)</i>	<b>1</b>
<b>Saturniidae</b>	<i>Saturnia (Saturnia) pyri (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>1</b>
<b>Sphingidae</b>	<i>Deilephila porcellus (Linnaeus, 1758)</i>	<b>2</b>
<b>Sphingidae</b>	<i>Laothoe populi (Linnaeus, 1758)</i>	<b>4</b>
<b>Sphingidae</b>	<i>Sphinx pinastri (Linnaeus, 1758)</i>	<b>18</b>
<b>Drepanidae</b>	<i>Watsonalla binaria (Hufnagel, 1767)</i>	<b>11</b>
<b>Drepanidae</b>	<i>Cymatophorina diluta (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>20</b>
<b>Drepanidae</b>	<i>Habrosyne pyritoides (Hufnagel, 1766)</i>	<b>1</b>
<b>Drepanidae</b>	<i>Tethea ocularis (Linnaeus, 1767)</i>	<b>1</b>



<b>Geometridae</b>	<i>Alcis repandata</i> (Linnaeus, 1758)	<b>91</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Biston betularia</i> (Linnaeus, 1758)	<b>8</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Cabera pusaria</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Campaea margaritaria</i> (Linnaeus, 1767)	<b>123</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Charissa (Charissa) obscurata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>2</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Charissa (Euchrognophos) variegata</i> (Duponchel, 1830)	<b>8</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Charissa (Kemtroglyphos) onustaria</i> (Herrich-Schäffer, 1852)	<b>23</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Charissa (Rhopaloglyphos) glaucinaria</i> (Hübner, 1799)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Chiasmia clathrata</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Colotois pennaria</i> (Linnaeus, 1761)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Crocallis elinguaris</i> (Linnaeus, 1758)	<b>5</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Ectropis crepuscularia</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>6</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Ematurga atomaria</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Ennomos quercinaria</i> (Hufnagel, 1767)	<b>34</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Fagivorina arenaria</i> (Hufnagel, 1767)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Gnophos (Gnophos) furvata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>6</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Hylaea fasciaria</i> (Linnaeus, 1758)	<b>32</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Hypomecis punctinalis</i> (Scopoli, 1763)	<b>27</b>

<b>Geometridae</b>	<i>Hypomecis roboraria</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>50</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Ligdia adustata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>3</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Lomaspilis marginata</i> (Linnaeus, 1758)	<b>4</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Lomographa bimaculata</i> (Fabricius, 1775)	<b>12</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Lomographa temerata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>3</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Macaria alternata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Macaria liturata</i> (Clerck, 1759)	<b>53</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Macaria wauaria</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Menophra abruptaria</i> (Thunberg, 1792)	<b>5</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Nychiodes</i> ( <i>Nychiodes</i> ) <i>obscuraria</i> (de Villers, 1789)	<b>3</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Odontopera bidentata</i> (Clerck, 1759)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Opisthograptis luteolata</i> (Linnaeus, 1758)	<b>5</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Paradarisa consonaria</i> (Hübner, 1799)	<b>10</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Peribatodes rhomboidaria</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>367</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Peribatodes secundaria</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>3</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Plagodis dolabraria</i> (Linnaeus, 1767)	<b>14</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Plagodis pulveraria</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Selenia lunularia</i> (Hübner, 1788)	<b>86</b>

<b>Geometridae</b>	<i>Selenia tetralunaria</i> (Hufnagel, 1767)	<b>12</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Selidosema brunnearia</i> (Villers, 1789)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Siona lineata</i> (Scopoli, 1763)	<b>11</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Tephronia sepiaria</i> (Hufnagel, 1767)	<b>2</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Geometra papilionaria</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Hemistola chrysoprasaria</i> (Esper, 1795)	<b>2</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Thalera fimbrialis</i> (Scopoli, 1763)	<b>5</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Aplocera plagiata</i> (Linnaeus, 1758)	<b>150</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Aplocera praeformata</i> (Hübner, 1826)	<b>3</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Camptogramma bilineata</i> (Linnaeus, 1758)	<b>28</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Cataclysmes rigata</i> (Hübner, 1813)	<b>35</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Catarhoe cuculata</i> (Hufnagel, 1767)	<b>6</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Chloroclysta siterata</i> (Hufnagel, 1767)	<b>39</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Chloroclystis v-ata</i> (Haworth, 1809)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Coenotephria ablutaria</i> (Boisduval, 1840)	<b>7</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Colostygia olivata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>4</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Colostygia pectinataria</i> (Knoch, 1781)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Cosmorhoe ocellata</i> (Linnaeus, 1758)	<b>7</b>

<b>Geometridae</b>	<i>Dysstroma truncata</i> (Hufnagel, 1767)	<b>2</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Epirrhoe alternata</i> (Müller, 1764)	<b>20</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Epirrhoe galiata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>16</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Euphyia frustata</i> (Treitschke, 1828)	<b>3</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Eupithecia gueneata</i> Millière, 1862	<b>5</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Eupithecia icterata</i> (de Villers, 1789)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Eupithecia insigniata</i> (Hübner, 1790)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Eupithecia semigraphata</i> Bruand, 1850	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Eupithecia venosata</i> (Fabricius, 1787)	<b>4</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Gandaritis pyraliata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>6</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Gymnoscelis ruffasciata</i> (Haworth, 1809)	<b>5</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Horisme vitalbata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>9</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Mesotype parallelolineata</i> (Retzius, 1783)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Pareulype berberata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Pennithera firmata</i> (Hübner, 1822)	<b>13</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Scotopteryx bipunctaria</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>9</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Scotopteryx chenopodiata</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Thera britannica</i> (Turner, 1925)	<b>4</b>

<b>Geometridae</b>	<i>Thera cognata</i> (Thunberg, 1792)	<b>3</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Xanthorhoe designata</i> (Hufnagel, 1767)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Xanthorhoe fluctuata</i> (Linnaeus, 1758)	<b>37</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Xanthorhoe montanata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Cyclophora (Codonia) punctaria</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Cyclophora (Codonia) suppunctaria</i> (Zeller, 1847)	<b>2</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Cyclophora (Cyclophora) pupillaria</i> (Hübner, 1799)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Idaea aversata</i> (Linnaeus, 1758)	<b>36</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Idaea camparia</i> (Herrich-Schäffer, 1852)	<b>2</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Idaea degeneraria</i> (Hübner, 1799)	<b>107</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Idaea deversaria</i> (Herrich-Schäffer, 1847)	<b>94</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Idaea dimidiata</i> (Hufnagel, 1767)	<b>2</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Idaea fuscovenosa</i> (Goeze, 1781)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Idaea moniliata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>34</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Idaea rubraria</i> (Staudinger, 1901)	<b>9</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Idaea rusticata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>76</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Idaea seriata</i> (Schrank, 1802)	<b>4</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Idaea straminata</i> (Borkhausen, 1794)	<b>1</b>

<b>Geometridae</b>	<i>Idaea subsericeata</i> (Haworth, 1809)	<b>1</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Idaea trigeminata</i> (Haworth, 1809)	<b>3</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Rhodostrophia calabra</i> (Petagna, 1786)	<b>16</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Rhodostrophia vibicaria</i> (Clerck, 1759)	<b>39</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Scopula (Calothysanis) imitaria</i> (Hübner, 1799)	<b>19</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Scopula (Calothysanis) marginepunctata</i> (Goeze, 1781)	<b>60</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Scopula (Scopula) ornata</i> (Scopoli, 1763)	<b>2</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Scopula (Scopula) submutata</i> (Treitschke, 1828)	<b>2</b>
<b>Geometridae</b>	<i>Timandra comae</i> A. Schmidt, 1931	<b>1</b>
<b>Notodontidae</b>	<i>Stauropus fagi</i> (Linnaeus, 1758)	<b>3</b>
<b>Notodontidae</b>	<i>Drymonia dodonaea</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>14</b>
<b>Notodontidae</b>	<i>Drymonia velitaris</i> (Hufnagel, 1766)	<b>1</b>
<b>Notodontidae</b>	<i>Notodonta dromedarius</i> (Linnaeus, 1758)	<b>2</b>
<b>Notodontidae</b>	<i>Pheosia tremula</i> (Clerck, 1759)	<b>1</b>
<b>Notodontidae</b>	<i>Pterostoma palpina</i> (Clerck, 1759)	<b>6</b>
<b>Notodontidae</b>	<i>Ptilodon capucina</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Notodontidae</b>	<i>Ptilodon cucullina</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>12</b>
<b>Notodontidae</b>	<i>Peridea anceps</i> (Goeze, 1781)	<b>2</b>



<b>Notodontidae</b>	<i>Phalera bucephala</i> (Linnaeus, 1758)	<b>5</b>
<b>Notodontidae</b>	<i>Clostera curtula</i> (Linnaeus, 1758)	<b>2</b>
<b>Notodontidae</b>	<i>Thaumetopoea pityocampa</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>361</b>
<b>Notodontidae</b>	<i>Thaumetopoea processionea</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Acronicta (Jocheaera) alni</i> (Linnaeus, 1767)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Acronicta (Triaena) psi</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Craniophora ligustri</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>16</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Allophyes oxyacanthae</i> (Linnaeus, 1758)	<b>11</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Amphipyra (Amphipyra) pyramidea</i> (Linnaeus, 1758)	<b>123</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Amphipyra (Amphipyra) tetra</i> (Fabricius, 1787)	<b>21</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Amphipyra (Amphipyra) tragopoginis</i> (Clerck, 1759)	<b>13</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Bryophila (Bryoleuca) raptricula</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>5</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Cryphia (Euthales) algae</i> (Fabricius, 1775)	<b>79</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Nyctobrya (Bryopsis) muralis</i> (Forster, 1771)	<b>159</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Callopietria latreillei</i> (Duponchel, 1827)	<b>105</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Helicoverpa armigera</i> (Hübner, 1808)	<b>3</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Agrochola (Anchoscelis) litura</i> (Linnaeus, 1758)	<b>2</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Agrochola (Leptologia) lota</i> (Clerck, 1759)	<b>1</b>

<b>Noctuidae</b>	<i>Agrochola (Leptologia) macilenta (Hübner, 1809)</i>	<b>7</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Agrochola (Sunira) circellaris (Hufnagel, 1766)</i>	<b>10</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Agrotis bigramma (Esper, 1790)</i>	<b>11</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Agrotis cinerea (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>4</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Agrotis exclamationis (Linnaeus, 1758)</i>	<b>6</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Agrotis ipsilon (Hufnagel, 1766)</i>	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Agrotis segetum (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>3</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Agrotis trux (Hübner, 1824)</i>	<b>826</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Ammoconia caecimacula (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>3</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Amphipoea fucosa (Freyer, 1830)</i>	<b>7</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Amphipoea oculea (Linnaeus, 1761)</i>	<b>4</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Anarta (Calocestra) trifolii (Hufnagel, 1766)</i>	<b>5</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Antitype chi (Linnaeus, 1758)</i>	<b>4</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Apamea epomidion (Haworth, 1809)</i>	<b>2</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Apamea lithoxylaea (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>4</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Apamea monoglypha (Hufnagel, 1766)</i>	<b>97</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Apamea scolopacina (Esper, 1788)</i>	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Apamea sordens (Hufnagel, 1766)</i>	<b>8</b>

<b>Noctuidae</b>	<i>Aporophyla (Phylapora) lueneburgensis (Freyer, 1848)</i>	<b>2</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Atethmia centrago (Haworth, 1809)</i>	<b>16</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Auchmis detersa (Esper, 1787)</i>	<b>6</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Calamia tridens (Hufnagel, 1766)</i>	<b>47</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Caradrina (Paradrina) clavipalpis Scopoli, 1763</i>	<b>4</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Caradrina (Paradrina) flavirena Guenée, 1852</i>	<b>214</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Caradrina (Platyperigea) aspersa Rambur, 1834</i>	<b>46</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Caradrina (Platyperigea) kadenii Freyer, 1836</i>	<b>2</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Chersotis margaritacea (Villers, 1789)</i>	<b>15</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Chersotis multangula (Hübner, 1803)</i>	<b>18</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Chersotis rectangula (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>9</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Chloantha hyperici (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>15</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Conistra (Conistra) vaccinii (Linnaeus, 1761)</i>	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Conistra (Dasycampa) rubiginea (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>10</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Cosmia (Calymnia) trapezina (Linnaeus, 1758)</i>	<b>65</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Diarsia mendica (Fabricius, 1775)</i>	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Dichagyris (Albocosta) musiva (Hübner, 1803)</i>	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Dichagyris (Dichagyris) candelisequa (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>2</b>

<b>Noctuidae</b>	<i>Dichagyris (Dichagyris) nigrescens (Höfner, 1888)</i>	<b>37</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Dichagyris (Dichagyris) signifera (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>13</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Dryobotodes (Dryobotodes) eremita (Fabricius, 1775)</i>	<b>11</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Dypterygia scabriuscula (Linnaeus, 1758)</i>	<b>15</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Egira conspicillaris (Linnaeus, 1758)</i>	<b>5</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Epilecta linogrisea (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>81</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Episema glaucina (Esper, 1789)</i>	<b>53</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Eugnorisma (Eugnorisma) insignata (Lederer, 1853)</i>	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Eugnorisma (Metagnorisma) depuncta (Linnaeus, 1761)</i>	<b>13</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Eupsilia transversa (Hufnagel, 1766)</i>	<b>4</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Euxoa (Euxoa) nigricans (Linnaeus, 1761)</i>	<b>10</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Euxoa (Euxoa) temera (Hübner, 1808)</i>	<b>6</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Hadena (Hadena) albimacula (Borkhausen, 1792)</i>	<b>2</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Hadena (Hadena) caesia (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Hadena (Hadena) compta (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>3</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Hadena (Hadena) magnolii (Boisduval, 1829)</i>	<b>2</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Hecatera bicolorata (Hufnagel, 1766)</i>	<b>3</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Hoplodrina ambigua (Denis &amp; Schiffermüller, 1775)</i>	<b>12</b>

<b>Noctuidae</b>	<i>Hoplodrina blanda</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>8</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Hoplodrina octogenaria</i> (Goeze, 1781)	<b>45</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Hoplodrina alsinides</i>	<b>6</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Hoplodrina respersa</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>291</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Hoplodrina superstes</i> (Ochsenheimer, 1816)	<b>9</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Lacanobia (Diataraxia) oleracea</i> (Linnaeus, 1758)	<b>2</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Lasionycta proxima</i> (Hübner, 1809)	<b>6</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Leucania (Leucania) zea</i> (Duponchel, 1827)	<b>3</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Lithophane (Lithophane) socia</i> (Hufnagel, 1766)	<b>2</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Litoligia literosa</i> (Haworth, 1809)	<b>25</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Mamestra brassicae</i> (Linnaeus, 1758)	<b>3</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Mesogona acetosellae</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>23</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Mormo maura</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Mythimna (Anapoma) riparia</i> (Rambur, 1829)	<b>2</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Mythimna (Hyphilare) albipuncta</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>9</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Mythimna (Hyphilare) ferrago</i> (Fabricius, 1787)	<b>116</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Mythimna (Hyphilare) l-album</i> (Linnaeus, 1767)	<b>192</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Mythimna (Mythimna) conigera</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>5</b>

<b>Noctuidae</b>	<i>Mythimna (Sablia) sicula</i> (Treitschke, 1835)	<b>57</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Noctua comes</i> Hübner, 1813	<b>275</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Noctua fimbriata</i> (Schreber, 1759)	<b>23</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Noctua interjecta</i> Hübner, 1803	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Noctua interposita</i> (Hübner, 1790)	<b>2</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Noctua janthe</i> (Borkhausen, 1792)	<b>5</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Noctua janthina</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>36</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Noctua orbona</i> (Hufnagel, 1766)	<b>2</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Noctua pronuba</i> Linnaeus, 1758	<b>21</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Oligia strigilis</i> (Linnaeus, 1758)	<b>5</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Oligia versicolor</i> (Borkhausen, 1792)	<b>5</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Orthosia (Monima) cerasi</i> (Fabricius, 1775)	<b>3</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Pachetra sagittigera</i> (Hufnagel, 1766)	<b>63</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Peridroma saucia</i> (Hübner, 1808)	<b>5</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Phlogophora meticulosa</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Polia nebulosa</i> (Hufnagel, 1766)	<b>3</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Polyphaenis sericata</i> (Esper, 1787)	<b>5</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Sideridis (Heliophobus) reticulata</i> (Goeze, 1781)	<b>2</b>



<b>Noctuidae</b>	<i>Thalpophila vitalba</i> (Freyer, 1834)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Tholera decimalis</i> (Poda, 1761)	<b>12</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Tiliacea aurago</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Trachea atriplicis</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Trigonophora (Trigonophora) flammea</i> (Esper, 1785)	<b>72</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Xanthia (Cirrha) icteritia</i> (Hufnagel, 1766)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Xestia (Megasema) ashworthii</i> (Doubleday, 1855)	<b>3</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Xestia (Megasema) c-nigrum</i> (Linnaeus, 1758)	<b>20</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Xestia (Megasema) triangulum</i> (Hufnagel, 1766)	<b>6</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Xestia (Xestia) baja</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Xestia (Xestia) castanea</i> (Esper, 1798)	<b>8</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Xestia (Xestia) stigmatica</i> (Hübner, 1813)	<b>2</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Xestia (Xestia) xanthographa</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>47</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Colocasia coryli</i> (Linnaeus, 1758)	<b>18</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Autographa bractea</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Autographa gamma</i> (Linnaeus, 1758)	<b>4</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Autographa pulchrina</i> (Haworth, 1809)	<b>3</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Diachrysia chrysitis</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>

<b>Noctuidae</b>	<i>Euchalcia variabilis</i> (Piller, 1783)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Macdunnoughia confusa</i> (Stephens, 1850)	<b>1</b>
<b>Noctuidae</b>	<i>Panchrysia v-argenteum</i> (Esper, 1798)	<b>4</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Amata phegea</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Arctia villica</i> (Linnaeus, 1758)	<b>9</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Coscinia cribraria</i> (Linnaeus, 1758)	<b>154</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Dysauxes ancilla</i> (Linnaeus, 1767)	<b>12</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Eilema caniola</i> (Hübner, 1808)	<b>282</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Eilema complana</i> (Linnaeus, 1758)	<b>51</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Eilema depressa</i> (Esper, 1787)	<b>38</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Eilema lurideola</i> (Zincken, 1817)	<b>314</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Eilema sororcula</i> (Hufnagel, 1766)	<b>1</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Euplagia quadripunctaria</i> (Poda, 1761)	<b>9</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Hyphoraia testudinaria</i> (Fourcroy, 1785)	<b>1</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Lithosia quadra</i> (Linnaeus, 1758)	<b>440</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Miltochrista miniata</i> (Forster, 1771)	<b>2</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Paidia rica</i> (Freyer, 1858)	<b>10</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Parascotia fuliginaria</i> (Linnaeus, 1761)	<b>2</b>

<b>Erebidae</b>	<i>Calyptra thalictri</i> (Borkhausen, 1790)	<b>1</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Catephia alchymista</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>3</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Catocala elocata</i> (Esper, 1787)	<b>3</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Catocala promissa</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>7</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Catocala puerpera</i> (Gioma, 1791)	<b>2</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Catocala sponsa</i> (Linnaeus, 1767)	<b>2</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Dysgonia algira</i> (Linnaeus, 1767)	<b>21</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Lygephila cracca</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>16</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Lygephila lusoria</i> (Linnaeus, 1758)	<b>2</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Eublemma ostrina</i> (Hübner, 1808)	<b>1</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Eublemma polygramma</i> (Duponchel, 1842)	<b>4</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Eublemma purpurina</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>1</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Herminia tarsipennalis</i> Treitschke, 1835	<b>30</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Idia calvaria</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>36</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Paracolax tristalis</i> (Fabricius, 1794)	<b>623</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Pechipogo plumigeralis</i> (Hübner, 1825)	<b>22</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Zanclognatha lunalis</i> (Scopoli, 1763)	<b>25</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Zanclognatha zelleralis</i> (Wocke, 1850)	<b>26</b>

<b>Erebidae</b>	<i>Hypena obsitalis</i> (Hübner, 1813)	<b>1</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Hypena proboscidalis</i> (Linnaeus, 1758)	<b>1</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Calliteara pudibunda</i> (Linnaeus, 1758)	<b>6</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Euproctis (Euproctis) chrysorrhoea</i> (Linnaeus, 1758)	<b>142</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Lymantria dispar</i> (Linnaeus, 1758)	<b>19</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Lymantria monacha</i> (Linnaeus, 1758)	<b>129</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Ocneria rubea</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>2</b>
<b>Erebidae</b>	<i>Scoliopteryx libatrix</i> (Linnaeus, 1758)	<b>3</b>
<b>Nolidae</b>	<i>Bena bicolorana</i> (Fuessly, 1775)	<b>8</b>
<b>Nolidae</b>	<i>Meganola strigula</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<b>1</b>
<b>Nolidae</b>	<i>Nola confusalis</i> (Herrich-Schäffer, 1847)	<b>1</b>

## 5. Comunità di insetti saproxilici

### 5.1 Il ruolo ecologico degli insetti saproxilici

Gli insetti saproxilici sono definiti come tali in quanto “dipendono, per almeno una parte del loro ciclo vitale, dal legno morto o morente -sotto forma di alberi morti (in piedi o caduti) - oppure da funghi decompositori del legno, o ancora, dalla presenza di altri insetti saproxilici (Speight, 1989).

Questa categoria di organismi comprende rappresentanti da parte di tutti i maggiori ordini di insetti (in particolare Coleotteri e Ditteri) e costituisce una grande porzione dell’entomofauna in ogni foresta naturale (Grove, 2002). Gli insetti saproxilici sono un gruppo particolarmente ricco in specie e una componente molto importante all’interno di ogni ecosistema forestale.

Utilizzando questo termine, ci si riferisce ad un largo gruppo funzionale che presenta una serie di associazioni obbligate con molteplici habitat “a legno morto”, all’interno del quale sono presenti organismi dalle più disparate esigenze trofiche. Esistono infatti specie che si nutrono esclusivamente di legno morto, altre di corteccia, altre ancora di funghi legno-decompositori, così come specie parassitoidi, detritivore e anche predatrici di altre specie saproxiliche (Grove, 2002).

Per via di questa grande diversità tassonomica e funzionale, così come per l’elevata abbondanza di molte specie, gli insetti saproxilici garantiscono importanti servizi ecosistemici all’interno degli habitat forestali (Ulyshen, 2016). Uno dei più importanti fra questi, è la capacità di accelerare il processo di decomposizione del legno, primariamente attribuito all’attività di funghi decompositori, a cui spesso si aggiunge il contributo significativo di questa categoria di insetti (Ulyshen, 2016).

Oltre a facilitare direttamente il processo di decomposizione, gli insetti saproxilici impattano indirettamente su di esso in svariati modi: promuovono la frammentazione del legno da parte di vertebrati saprofagi, creano tunnel in grado di facilitare il movimento dei funghi all’interno di esso e costituiscono una fonte alimentare per molte specie animali (Ulyshen et al., 2016). In secondo luogo, alcuni gruppi funzionali come predatori e parassitoidi, hanno il potenziale per essere impiegati in progetti di “controllo biologico”, nei confronti di specie nocive ed economicamente impattanti (comunemente definite *pests*), associate alla presenza di alberi morti o morenti (Ulyshen & Šobotník, 2018).

## **5.2 Obiettivo del progetto**

Il monitoraggio degli Insetti saproxilici (che nel nostro caso ha interessato unicamente l’ordine dei Coleotteri) è stato condotto con lo scopo di caratterizzare la fauna appartenente a questo gruppo di artropodi nell’ambito del corridoio, dell’area sottoposta a miglioramento boschivo circostante il corridoio stesso e di altre aree boschive non gestite adiacenti. In particolare, l’indagine è mirata a verificare eventuali effetti dati dal miglioramento boschivo e dalla creazione delle radure sulla componente entomologica più legata agli ecosistemi forestali, effettuando un confronto con la comunità osservata nelle aree non gestite.

## **5.3 Materiali e metodi**

Il metodo utilizzato per il monitoraggio degli insetti saproxilici è quello delle *window traps*, alle quali è stata anche abbinata una trappola a caduta (*pitfall trap*) a livello del suolo. Le *window trap* sono costituite da due pannelli di plexiglas, posti perpendicolarmente l’uno con l’altro, sotto i quali è posto

un imbuto che conduce ad un barattolo in cui è contenuto un liquido attrattivo (50% vino, 50% birra). Tali trappole vengono appese agli alberi ad un'altezza di circa 2,5 metri dal suolo, in modo da catturare gli artropodi che volano da un tronco all'altro (Figura 17). Gli insetti saproxilici, attratti dall'odore del liquido nel barattolo, sono intercettati in volo dai pannelli di plexiglas (oppure si posano direttamente sull'imbuto), cadendo quindi nell'imbuto e poi nel barattolo sottostante. Lo stesso liquido attrattivo è stato utilizzato per le trappole a caduta, le quali sono invece state collocate in una piccola buca nel terreno, con l'obiettivo di catturare gli insetti saproxilici più legati al suolo (Figura 17).

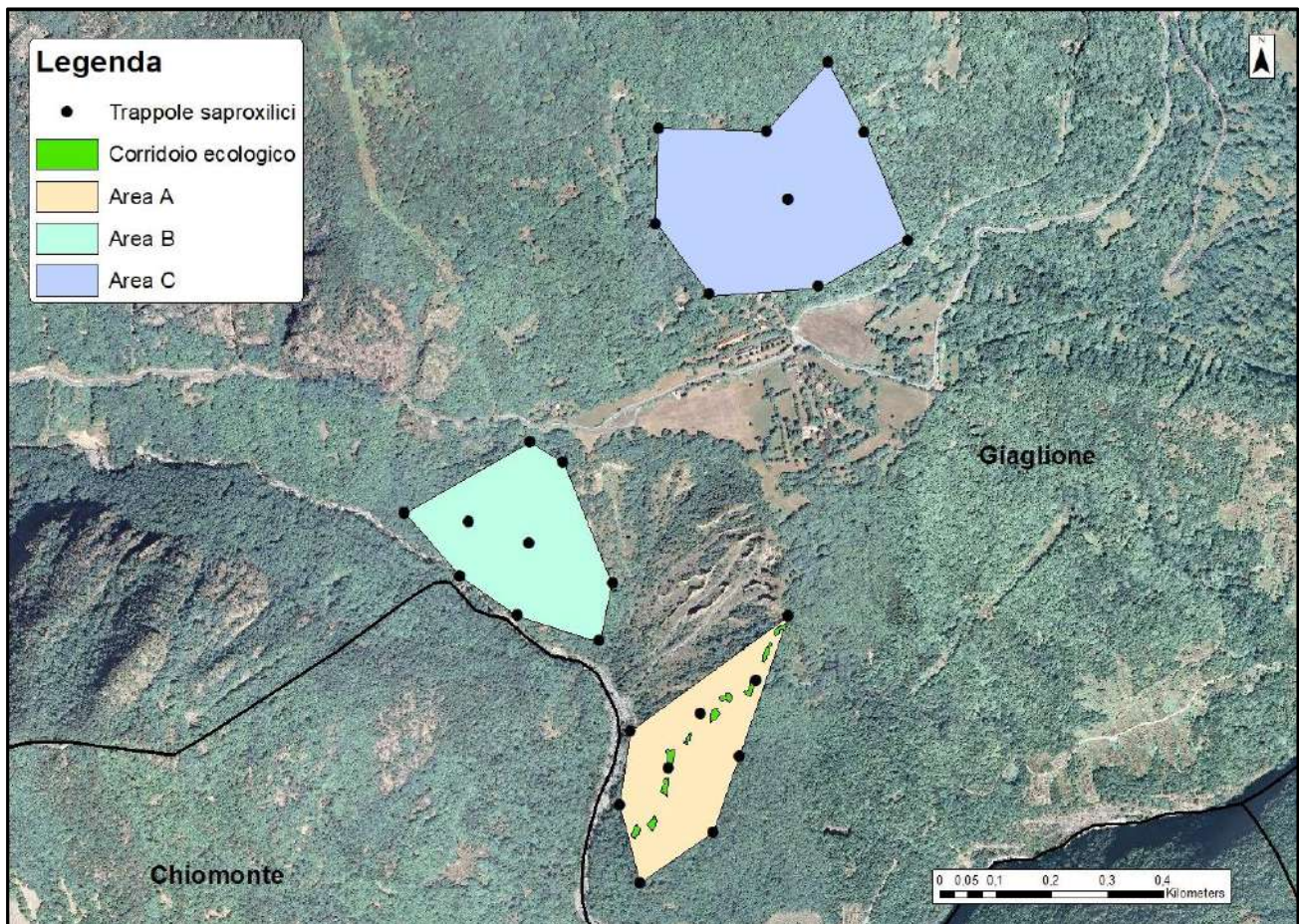


**Figura 17.** Trappole utilizzate dall'Università di Torino per la cattura degli insetti saproxilici: sulla sinistra una *window trap* posizionata tra gli alberi; sulla destra una *pitfall trap* posizionata a terra e coperta.

Le trappole per il monitoraggio degli insetti saproxilici sono state posizionate a maggio e sono rimaste attive fino al mese di ottobre. Il contenuto delle trappole è stato raccolto con cadenza mensile, e verrà smistato ed identificato in laboratorio, grazie al contributo dello specialista Dott. Luca Cristiano.

Il disegno sperimentale ha previsto l'identificazione di 27 punti di campionamento (9 nell'area soggetta a miglioramento forestale, incluso il corridoio; 9 in un'area forestale non gestita adiacente alla prima, alla medesima quota; 9 in un'area forestale non gestita a circa 200 m di quota più in alto delle prime due), ciascuno dei quali dotato di una *window trap* e di una *pitfall trap*. Lo schema di campionamento è visibile in Figura 18.





**Figura 18.** Schema di campionamento degli Insetti Saproxilici: sono visibili le 3 aree di campionamento (A, B, C); i punti di campionamento presenti in ciascuna area (dove sono posizionate le trappole) e il corridoio ecologico collocato all'interno dell'Area A.

Oltre alla raccolta dei dati entomologici, in ogni punto di campionamento è stata anche effettuata una dettagliata caratterizzazione dell'habitat forestale, considerando l'area compresa in un cerchio di raggio 13 m all'intorno di ciascuna trappola. Tale area è infatti considerata pari alla superficie nella quale si estende l'attrattività dell'esca contenuta nelle *window traps* e nelle trappole a caduta, includendo quindi caratteristiche ambientali che possono potenzialmente influire sulla comunità di insetti saproxilici catturati nelle trappole stesse.

In primo luogo, è stata effettuata una stima del volume del legno presente (suddiviso per specie), sia vivo che morto, considerando sia gli alberi in piedi che i detriti presenti a terra, in ogni caso con diametro maggiore di 5 cm. Il volume del legno morto a terra è stato quantificato sommando i dati risultanti dalla misura della lunghezza e del diametro ad entrambe le estremità di ogni tronco presente nel raggio di 13 m dalle trappole, approssimando il volume a quello di un tronco di cono. Per quanto riguarda gli alberi in piedi, sia vivi che morti, il volume è stato calcolato a partire dal diametro misurato a 1.30 m dal suolo e dall'altezza, approssimando il calcolo al volume di un cono.

In quest'ultimo caso, dato l'elevato numero di alberi da rilevare e la particolare strumentazione necessaria, l'altezza è stata misurata solo su un campione di esemplari, rappresentativo per ogni specie arborea. A partire da questo campione di dati, per ciascuna specie è stata tracciata una curva ipsometrica (rapporto diametro/altezza), mediante la quale è stato possibile stimare in maniera comunque rigorosa l'altezza di tutti i fusti rimanenti.

In aggiunta alla quantificazione della materia legnosa, nel punto centrale di ogni stazione di campionamento è stata anche valutato il grado di copertura al suolo della canopea arborea, mediante lo scatto di una fotografia emisferica in direzione dello *zenit*. Tramite un apposito software è infatti possibile stabilire con precisione la percentuale di cielo coperto dal fogliame a partire dalle immagini raccolte, restituendo quindi un parametro dettagliato sulla quantità di luce che raggiunge il sottobosco e che può potenzialmente influenzare la composizione della comunità di insetti saproxilici.

## 5.4 Risultati preliminari

Lo studio sulla comunità di Insetti saproxilici presenti nel corridoio ecologico e nelle aree boschive di confronto è tutt'ora in fase di analisi. I primi dati sembrano però suggerire che le neo-formate radure e la presenza di alberi a terra abbiano favorito la presenza di insetti saproxilici che si nutrono di legno morto. Per l'identificazione dei coleotteri ci si è avvalsi della collaborazione con Luca Cristiano del Museo di Carmagnola.

**Tabella 7.** Famiglie e specie di Coleotteri Saproxilici rilevati durante il campionamento svolto nei mesi di agosto e settembre 2020. Nella colonna "Totale" viene riportato il numero totale di individui catturati per la relativa specie di appartenenza.

Ordine	Famiglia	Specie	Totale
Coleoptera	Biphyllidae	<i>Diplocoelus fagi</i> Guérin-Ménéville, 1838	31
Coleoptera	Cerambycidae	<i>Leiopus nebulosus</i> (Linnaeus, 1758)	1
Coleoptera	Cerambycidae	<i>Phymatodes testaceus</i> (Linnaeus, 1758)	1
Coleoptera	Cleridae	<i>Thanasimus formicarius</i> (Linnaeus, 1758)	1
Coleoptera	Cryptophagidae	<i>Cryptophagus scanicus</i> (Linnaeus, 1758)	182
Coleoptera	Cryptophagidae	<i>Epuraea</i> cfr. <i>longula</i> Erichson, 1845	1
Coleoptera	Cryptophagidae	<i>Epuraea ocularis</i> Fairmaire, 1849	4
Coleoptera	Curculionidae	<i>Hylastinus fankhauseri</i> Reitter, 1894	1
Coleoptera	Curculionidae	<i>Hylesinus toranio</i> (Danthoine, 1788)	2
Coleoptera	Curculionidae	<i>Xyleborinus saxesenii</i> (Ratzeburg, 1837)	278



Coleoptera	Curculionidae	<i>Xyleborus dispar</i> (Fabricius, 1792)	20
Coleoptera	Curculionidae	<i>Xyleborus monographus</i> (Fabricius, 1792)	1
Coleoptera	Dasytidae	<i>Danacea</i> cfr. <i>denticollis</i> Baudi di Selve, 1861	1
Coleoptera	Elateridae	<i>Athous haemorrhoidalis</i> (Fabricius, 1801)	1
Coleoptera	Elateridae	<i>Brachygonus ruficeps</i> (Mulsant & Guillebeau, 1855)	1
Coleoptera	Elateridae	indeterminato	4
Coleoptera	Elateridae	<i>Megathous nigerrimus</i> (Desbrochers des Loges, 1870)	5
Coleoptera	Elateridae	<i>Nothodes parvulus</i> (Panzer, 1799)	2
Coleoptera	Geotrupidae	<i>Anoplotrupes stercorosus</i> (Scriba, 1791)	291
Coleoptera	Laemophloeidae	<i>Laemophloeus monilis</i> (Fabricius, 1787)	1
Coleoptera	Laemophloeidae	<i>Placonotus testaceus</i> (Fabricius, 1787)	2
Coleoptera	Latridiidae	<i>Enicmus rugosus</i> (Herbst, 1793)	1
Coleoptera	Mordellidae	<i>Mordella aurofasciata</i> (Comolli, 1837)	6
Coleoptera	Mycetophagidae	<i>Litargus connexus</i> (Geoffroy, 1785)	22
Coleoptera	Nitidulidae	<i>Stelidota geminata</i> (Say, 1825)	52
Coleoptera	Salpingidae	<i>Salpingus planirostris</i> (Fabricius, 1787)	2
Coleoptera	Salpingidae	<i>Salpingus ruficollis</i> (Linnaeus, 1761)	3
Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Cetonia aurata</i> (Linnaeus, 1761)	1
Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Gnorimus nobilis</i> (Linnaeus, 1758)	1
Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Protaetia morio</i> (Fabricius, 1781)	3
Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Onthophagus</i> sp.	3
Coleoptera	Staphylinidae	indeterminato	1084
Coleoptera	Tenebrionidae	<i>Isomira murina</i> (Linnaeus, 1758)	1
Coleoptera	Throscidae	<i>Aulonothroscus brevicollis</i> (Bonvouloir, 1859)	2
Coleoptera	Zopheridae	<i>Synchita undata</i> Guérin-Méneville, 1844	1
Coleoptera	Silphidae	<i>Nicrophorus interruptus</i> Stephens, 1830	55
Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Sisyphus schaefferi</i> (Linnaeus, 1758)	27
Coleoptera	Cetoniidae	<i>Cetonia aurata pisana</i> Heer, 1841	1
Coleoptera	Anobiidae	<i>Ptinus bidens</i> Olivier, 1790	17
Coleoptera	Lucanidae	<i>Dorcus parallelipedus</i> (Linnaeus, 1785)	11
Coleoptera	Geotrupidae	<i>Trypocopris vernalis obscurus</i> (Mulsant, 1842)	21
Coleoptera	Nitidulidae	<i>Epuraea marseuli</i> Reitter, 1872	32
Coleoptera	Carabidae	<i>Carabus intricatus</i> Linne, 1761	29
Coleoptera	Cryptophagidae	<i>Cryptophagus pallidus</i> Sturm, 1845	36

Coleoptera	Zopheridae	<i>Colobicus hirtus</i> (Rossi, 1790)	1
Coleoptera	Tenebrionidae	<i>Stenomax piceus</i> (Sturm, 1826)	1
Coleoptera	Nitidulidae	<i>Epuraea fuscicollis</i> (Stephens, 1835)	33
Coleoptera	Meloidae	<i>Stenoria analis</i> Schaum, 1859	1
Coleoptera	Carabidae	<i>Abax continuus</i> Ganglbauer, 1891	17
Coleoptera	Melolonthidae	<i>Amadotrogus insubricus</i> (Burmeister, 1855)	6
Coleoptera	Carabidae	<i>Dromius quadrimaculatus</i> (Linne, 1758)	3
Coleoptera	Nitidulidae	<i>Epuraea longiclavis</i> Sjöberg, 1939	1
Coleoptera	Silphidae	<i>Nicrophorus vespilloides</i> Herbst, 1783	21
Coleoptera	Nitidulidae	<i>Thalycra fervida</i> (Olivier, 1790)	8
Coleoptera	Nitidulidae	<i>Soronia punctatissima</i> (Illiger, 1794)	5
Coleoptera	Oedemeridae	<i>Oedemera femoralis</i> Olivier, 1803	6
Coleoptera	Leiodidae	<i>Leiodes fractus</i> (Seidlitz, 1874)	3
Coleoptera	Histeridae	<i>Margarinotus ignobilis</i> (Marseul, 1854)	5
Coleoptera	Cryptophagidae	<i>Cryptophagus intermedius</i> Bruce, 1934	1
Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Euonthophagus amyntas</i> f. typ. (Olivier, 1789)	4
Coleoptera	Nitidulidae	<i>Glischrochilus quadripunctatus</i> (Linnaeus, 1758)	3
Coleoptera	Dasytidae	<i>Danacea nigratarsis alpina</i> Pic, 1895	2
Coleoptera	Cryptophagidae	<i>Cryptophagus pilosus</i> Gyllenhal, 1827	4
Coleoptera	Tenebrionidae	<i>Lagria atripes</i> Mulsant & Guillebeau, 1855	1
Coleoptera	Silphidae	<i>Nicrophorus humator</i> (Gleditsch, 1767)	1
Coleoptera	Carabidae	<i>Pterostichus oblongopunctatus</i> (Fabricius, 1787)	1
Coleoptera	Latridiidae	<i>Dienerella elongata</i> (Curtis, 1830)	3
Coleoptera	Cryptophagidae	<i>Cryptophagus badius</i> Sturm, 1845	1
Coleoptera	Zopheridae	<i>Coxelus pictus</i> (Sturm, 1807)	1
Coleoptera	Curculionidae	<i>Orchestes fagi</i> (Linnaeus, 1758)	3
Coleoptera	Cetoniidae	<i>Protaetia speciosa</i> (Adams, 1817)	1
Coleoptera	Anobiidae	<i>Ptinus sexpunctatus</i> Panzer, 1789	2
Coleoptera	Dermestidae	<i>Dermestes undulatus</i> Brahm, 1790	2
Coleoptera	Leiodidae	<i>Sciodrepoides watsoni</i> (Spence, 1815)	1
Coleoptera	Curculionidae	<i>Orchestes quercus</i> (Linnaeus, 1758)	1
Coleoptera	Cerambycidae	<i>Spondylis buprestoides</i> (Linnaeus, 1758)	1
Coleoptera	Histeridae	<i>Dendrophilus punctatus</i> (Herbst, 1792)	2
Coleoptera	Tenebrionidae	<i>Dendarus coarcticollis</i> (Mulsant, 1854)	1

Coleoptera	Nitidulidae	<i>Epuraea biguttata</i> (Thunberg, 1784)	55
Coleoptera	Nitidulidae	<i>Cryptarcha strigata</i> (Fabricius, 1787)	3
Coleoptera	Nitidulidae	<i>Carpophilus lugubris</i> Murray, 1864	6
Coleoptera	Curculionidae	<i>Dryocoetes villosus</i> (Fabricius, 1792)	1
Coleoptera	Carabidae	<i>Carabus convexus</i> Fabricius, 1775	1
Coleoptera	Leiodidae	<i>Leiodes flavicornis</i> (Brisout, 1883)	1
Coleoptera	Mycetophagidae	<i>Mycetophagus quadriguttatus</i> Muller, 1821	1
Coleoptera	Leiodidae	<i>Leiodes dubius</i> (Kugelann, 1794)	3
Coleoptera	Bothrideridae	<i>Teredus cylindricus</i> (Olivier, 1790)	2
Coleoptera	Mycetophagidae	<i>Litargus balteatus</i> Le Conte, 1856	1
Coleoptera	Throscidae	<i>Trixagus meyerbohmi</i> Leseigneur, 2005	2
Coleoptera	Curculionidae	<i>Ruteria hypocrita</i> (Boheman, 1837)	2
Coleoptera	Scraptiidae	<i>Anaspis lurida</i> Stephens, 1832	4
Coleoptera	Tenebrionidae	<i>Stenomax aeneus</i> (Scopoli, 1763)	1
Coleoptera	Curculionidae	<i>Acalles camelus</i> (Fabricius, 1792)	1
Coleoptera	Staphylinidae	<i>Pselaphostomus stussineri</i> (Saulcy, 1881)	1
Coleoptera	Curculionidae	<i>Anthonomus rectirostris</i> (Linnaeus, 1758)	1
Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Onthophagus coenobita</i> (Herbst, 1783)	1
Coleoptera	Curculionidae	<i>Simo hirticornis</i> (Herbst, 1795)	2
Coleoptera	Curculionidae	<i>Cionus nigratarsis</i> Reitter, 1904	1
Coleoptera	Elateridae	<i>Brachygonus megerlei</i> (Lacordaire in Boisduval & Lacordaire, 1835)	1
Coleoptera	Nitidulidae	<i>Carpophilus hemipterus</i> (Linnaeus, 1758)	1
Coleoptera	Curculionidae	<i>Hylesinus fraxini</i> (Panzer, 1779)	1
Coleoptera	Aderidae	<i>Euglenes oculatus</i> (Paykull, 1798)	1
Coleoptera	Elateridae	<i>Ampedus erythrogonus</i> (P.W. Muller, 1821)	1
Coleoptera	Cerambycidae	<i>Pachytodes erraticus</i> (Dalman, 1817)	1
Coleoptera	Anobiidae	<i>Ptinus spitzyi</i> A. Villa & G. B. Villa, 1838	1
Coleoptera	Nitidulidae	<i>Omosita discoidea</i> (Fabricius, 1775)	1
Coleoptera	Silphidae	<i>Oiceoptoma thoracicum</i> (Linnaeus, 1758)	1

## 6. Conclusioni

Come affermato più volte nei paragrafi precedenti, i risultati presentati finora sono da considerarsi perlopiù dati preliminari ed in parte incompleti; al termine della terza ed ultima stagione di campionamento (2021) sarà possibile osservare un quadro più ampio relativo al suddetto progetto di monitoraggio triennale e, conseguentemente, trarre conclusioni supportate da ulteriori evidenze scientifiche e statistiche, auspicando eventualmente possibili scenari futuri.

Effettuata tale premessa, per quel che concerne lo stato di salute delle popolazioni di *Zerynthia polyxena*, è comunque possibile trarre alcune conclusioni: per via della bassa motilità della specie e la scarsità di spostamenti da una popolazione all'altra, la sottopopolazione situata in Area 1 è sicuramente quella più soggetta a rischio di estinzione. Il previsto ampliamento del cantiere per la costruzione della linea ferroviaria Torino-Lione, comprometterà ulteriormente il grado di sopravvivenza degli individui, per cui tale parametro dovrà essere verificato ed analizzato nel corso della stagione di campionamento 2021.

A tal proposito, sempre nella prossima stagione, andrà verificato il successo del corridoio ecologico e delle relative traslocazioni di bruchi e trapianto di piante nutrici. Da quanto emerge dai dati preliminari relativi a falene ed insetti saproxilici, le 10 radure create *ad hoc* nell'ambito di questo progetto, sembrerebbero aver favorito la presenza dei suddetti *taxon* e una maggior grado di colonizzazione degli stessi. Questo risultato ci farebbe auspicare che le neofornate radure siano in grado di supportare comunità differenti ed eterogenee, rispetto a quelle prettamente boschive. In ambito ecologico infatti, "l'ipotesi dell'eterogeneità degli habitat" è un concetto ormai conosciuto da tempo (Simpson, 1949; MacArthur & Wilson, 1967; Lack, 1969): numerose ricerche evidenziano come habitat strutturalmente più complessi siano in grado di creare nicchie ambientali differenti e aumentino la possibilità di sfruttare le risorse disponibili, favorendo di conseguenza un aumento della ricchezza specifica delle comunità presenti (Bazzaz, 1975).

Creando dunque un mosaico di ambienti diversi e aumentando la percentuale di habitat di transizione (ecotonali) tra particelle di bosco e radure, ci auspichiamo che questo tipo di gestione forestale possa favorire la biodiversità delle comunità entomologiche locali, per lo meno nel lungo periodo.

L'efficacia delle radure nel creare un effettivo corridoio ecologico che metta in connessione l'Area 1 e l'Area 2 è ancora incerta, così come il grado di sopravvivenza dei bruchi traslocati e delle piante trapiantate. Il successo iniziale di questa tipologia di interventi sarà sicuramente esaminabile nel corso della stagione 2021, e ci permetterà anche di verificare il funzionamento del corridoio ecologico nell'ambito del progetto relativo alle misure di compensazione forestale.

## 7. Bibliografia

- Aeschimann D., Lauber K., Martin Moser D., Theurillat J. D., 2004. Flora alpina. Zanichelli, Bologna.
- Atwater M. M., 2013. Diversity and nectar hosts of flower-settling moths within a Florida sandhill ecosystem. *J. Nat. Hist.*, 47: 2719-2734.
- Bazzaz F. A., 1975. Plant species diversity in old-field successional ecosystems in southern Illinois. *Ecology*, 56: 485–488.
- Berge S., Rebel H., 1910. Schmetterlingsbuch nach dem gegenwärtigen Stande der Lepidopterologie. *Schweizerbart*, pp. 55.
- Bonelli S., Cerrato C., Loglisci N., Balletto E., 2011. Population extinctions in the Italian diurnal Lepidoptera: an analysis of possible causes. *Journal of Insect Conservation*, 15(6): 879-890.
- Cini A., Bordoni A., Ghisolfi G., Lazzaro L., Platania L., Pasquali L., Dapporto L., 2019. Host plant selection and differential survival on two *Aristolochia* L. species in an insular population of *Zerynthia cassandra*. *Journal of Insect Conservation*, 23(2): 239-246.
- Demoll R., 1908. Die Bedeutung der Proterandrie bei Insecten. *Zool. Jahrb. Syst.*, 26: 621-628.
- Ford E. B., 1945. Butterflies. London: Collins.
- Forster W., 1954. Biologie der Schmetterlinge. Franck'sche Verlagshandlung, pp. 138-139.
- Fox R., 2012. The decline of moths in Great Britain: a review of possible causes. *Insect Conservation and Diversity*, 6: 5-19.
- Funamoto D., 2019. Precise sternotribic pollination by settling moths in *Adenophora maximowicziana* (Campanulaceae). *Int. J. Plant Sci.*, 180: 200-208.
- Grove J. S., 2002. Saproxylic insect ecology and the sustainable management of forests. *Annu. Rev. Ecol. Syst.*, 33: 1-23.
- Hahn B., Bruhl A., 2016. The secret pollinators: an overview of moth pollination with a focus on Europe and North America. *Arthropod-Plant Interactions*, 10: 21-28.
- Keenan K., McGinnity P., Cross T. F., Crozier W. W., Prodöhl P.A., 2013. diveRsim: An R package for the estimation and exploration of population genetics parameters and their associated errors. *Methods in Ecology and Evolution*, 4(8): 782-788.
- Koscinski D., Crawford L. A., Keller H. A., Keyghobadi, N., 2011. Effects of different methods of non-lethal tissue sampling on butterflies. *Ecological Entomology*, 36(3): 301–308.

- Kumar A., Kumar A., Lata C., Kumar S., Mangalassery S., Singh J. P., Mishra A. K., Dayal D., 2018. Effect of salinity and alkalinity on responses of halophytic grasses *Sporobolus marginatus* and *Urochondra setulosa*. *Indian J. Agric. Sci.*, 88 (8): 149-157.
- Lack D., 1969. The numbers of bird species on islands. *Bird Study*, 16: 193–209.
- LeCroy K. A., Shew H. W., van Zandt P. A., 2013. Pollen presence on nocturnal moths in the Ketona Dolomite glades of Bibb County, Alabama. *Southern Lepidopterists' News*, 35: 136-142.
- MacArthur R. H. & Wilson E. O., 1967. *The theory of island biogeography*. Princeton University Press, Princeton.
- Macgregor C. J., Pocock M. J. O., Fox R., Evans D. M., 2014. Pollination by nocturnal Lepidoptera, and the effects of light pollution: a review. *Ecological Entomology*, 40: 187-198.
- Mennechez G., Schtickzelle N., Baguette M., 2003. Metapopulation dynamics of the bog fritillary butterfly: comparison of demographic parameters and dispersal between a continuous and a highly fragmented landscape. *Landscape Ecology*, 18(3): 279-291.
- Merckx T., Marini L., Feber R. E., Macdonald D. W., 2012. Hedgerow trees and extended-width field margins enhance macro-moth diversity: implications for management. *Journal of Applied Ecology*, 49: 1396-1404.
- National Center for Biotechnology Information (NCBI)[Internet]. Bethesda (MD): National Library of Medicine (US), National Center for Biotechnology Information; [1988] – [cited 2021 march 30]. Available from: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/>
- Newman L. H., 1968. The complete British butterflies in colour. *Ebury Press and Michael Joseph*, pp. 13.
- Pellegrino I., Boatti L., Cucco M., Mignone F., Kristensen T. N., Mucci N., Randi E., Ruiz-Gonzalez A., Pertoldi C., 2016. Development of SNP markers for population structure and phylogeography characterization in little owl (*Athene noctua*) using a genotyping-by-sequencing approach. *Conservation Genetics Resources*, 8(1), 13.
- Petersen B., 1947. Die geographische Variation einiger Fennoskandischer Lepidopteren. *Zool. Bidrag*, 25: 329-531.
- Petersen W., 1982. Über die Ungleichzeitigkeit in der Erscheinung der Geschlechter bei Schmetterlingen. *Zool. Jahrb. Syst.*, 6: 671- 679.
- Pollard E., Yates T. J., 1993. Monitoring butterflies for ecology and conservation: the British butterfly monitoring scheme. Springer Science & Business Media.
- Pollard E., Yates T. J., 1993. Monitoring butterfly for ecology and conservation - CHAPMAN & HALL, 274 pp.

Potts S. G., Imperatriz-Fonseca V. L., Ngo H. T., 2016. The assessment report of the Intergovernmental Science-Policy Platform on Biodiversity and Ecosystem Services on pollinators, pollination and food production. Secretariat of the Intergovernmental Science-Policy Platform on Biodiversity and Ecosystem Services, pp. 552.

Prodromo della vegetazione di Italia, 2019. *Aristolochia pallida*. Accesso 28 agosto 2019. <http://www.prodromo-vegetazione-italia.org/elenco-specie?pag=6&l=A>

Rákósy, L., & Schmitt, T. (2011). Are butterflies and moths suitable ecological indicator systems for restoration measures of semi-natural calcareous grassland habitats?. *Ecological indicators*, 11(5), 1040-1045.

Sevilleja C. G., van Swaay C. A. M., Bourn N., Collins S., Settele J., Warren M. S., Wynhoff I., Roy D. B., 2019. Butterfly Transect Counts: Manual to monitor butterflies. Report VS2019.016, Butterfly Conservation Europe & De Vlinderstichting/Dutch Butterfly Conservation, Wageningen.

Simpson E. H., 1949. Measurement of diversity. *Nature*, 163, 688.

Speight M. C. D., 1989. Saproxylic Invertebrates and their Conservation. *Counc. Eur*, pp. 79.

Stoch F., Genovesi P., 2016. Manuali per il monitoraggio di specie e habitat di interesse comunitario (Direttiva 92/43/CEE) in Italia: specie animali. ISPRA, Serie Manuali e linee guida, 141: 1-364.

Thomas J. A., 2005. Monitoring change in the abundance and distribution of insects using butterflies and other insect groups. *Philosophical Transaction of the Royal Society B*, 360: 339-357.

Tolman T., Lewington R., 2008. Collins Butterfly Guide - the most comprehensive guide to the butterflies of Britain and Europe.

Ulyshen M. D., 2016. Wood decomposition as influenced by invertebrates. *Biol Rev*, 91: 70-85.

Ulyshen M. D., Müller J., Seibold S., 2016. Bark coverage and insects influence wood decomposition: Direct and indirect effects. *Appl. Soil. Ecol.*, 105: 25-30.

Ulyshen M. D., Šobotník J., 2018. An Introduction to the Diversity, Ecology, and Conservation of Saproxylic Insects. In: Ulyshen M. (eds) *Saproxylic Insects*. Zoological Monographs, vol 1. Springer, Cham.

Van Swaay C., Cuttelod A., Collins S., Maes D., López Munguira M., Šašić M., Settele J., Verovnik R., Verstrael T., Warren M., Wiemers M., Wynhof I., 2010. European Red List of Butterflies Luxembourg: Publications Office of the European Union.

Van Swaay, C., & Warren, M. (1999). Red data book of European butterflies (Rhopalocera) (Vol. 99). Council of Europe.

Walton R. E., Sayer C. D., Bennion H., Axmacher J. C., 2020. Nocturnal pollinators strongly contribute to pollen transport of wild flowers in an agricultural landscape. *Biol. Lett.*, 16(5).

Wiklund C., Fagerstrom T., 1977. Why do males emerge before females? A hypothesis to explain the incidence of protandry in butterflies. *Oecologia*, 31: 153-158.

Willmer P., 2011. Chapter 14. Pollination by butterflies and moths. *Pollination and Floral Ecology*, pp. 322-336.

Wright S., 1922. Coefficients of inbreeding and relationship. *The American Naturalist*, 56: 330-338.

Zinetti F., Dapporto L., Vovlas A., Chelazzi G., Bonelli S., Balletto E., Ciofi C., 2013. When the rule becomes the exception. No evidence of gene flow between two *Zerynthia* cryptic butterflies suggests the emergence of a new model group. *PLoS One*, 8(6).