

ATTI DEL MUSEO CIVICO DI STORIA NATURALE DI TRIESTE





ATTI DEL MUSEO CIVICO DI STORIA NATURALE DI TRIESTE

Vol. 62 - 2021
ISSN: 0335-1576

DIRIGENTE
DIRETTORE RESPONSABILE DEL PERIODICO
Laura Carlini Fanfogna

COMITATO SCIENTIFICO
Deborah ARBULLA, paleontologia
Nicola BRESSI, zoologia
Andrea COLLA, entomologia
Franco FRILLI, entomologia
Luca ODDONE, botanica
Giovanni SCOPECE, botanica

REDAZIONE
Livio Fogar

Museo Civico di Storia Naturale
Via Tominz, 4 - 34139 Trieste - Italia
Tel. +390406758662/665 - Fax +390406758230
E-mail: sportellonatura@comune.trieste.it; bibliotecamsn@comune.trieste.it
www.retecivica.trieste.it/triestecultura/musei

In copertina: *Orchis simia* (foto di Amelio Pezzetta)
On the cover: *Orchis simia* (photo of Amelio Pezzetta)

Finito di stampare nel mese di ottobre 2021 da Graphica Snc

ISSN: 0335-1576

ATTI DEL MUSEO CIVICO DI STORIA NATURALE DI TRIESTE

VOL. 62 - 2021

TRIESTE 2021

Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste	62	2021	5-32	X 2021	ISSN: 0335-1576
---------------------------------	----	------	------	--------	-----------------

DIOSSIDO DI CARBONIO, RADIOATTIVITA' E RADON NELLA CAVERNA GENERALE RICORDI (CARSO CLASSICO, COMUNE DI DOBERDO' DEL LAGO)

GRAZIANO CANCIAN – DAMIANO CANCIAN

Via Monte Calvario, 48/a Gorizia – Email: gcancian@tin.it

Abstract – Carbon dioxide, radioactivity and radon in the Generale Ricordi cave (Classic Karst, municipality of Doberdò del Lago).

The research examined the General Ricordi Cavern that opens in the western sector of Italian Classic Karst. It began in December 2019 and ended in January 2021. Four parameters were monitored: temperatures, CO₂ in the air, radioactivity and radon activity. In the first 4 months, until March 2020, CO₂ concentrations were slightly higher than external ones, with maximum values up to about 550 ppm while the radioactivity was even lower than the external one, which on average is around 0.10 µSv/h. After the lockdown of April, due to health restrictions (Covid 19), in May, at the bottom of the cave, a significant increase in CO₂ was noted, which in the following six months has continuously exceeded 9999 ppm. The same phenomenon was observed for radioactivity: 0.36 µSv/h in May, to reach 0.46 µSv/h in July. Following this event, radon was also taken into consideration, immediately finding an average activity of around 55,000 Bq/m³, with a peak up to 66,840 Bq/m³. These are among the highest, if not the greatest, values among those so far documented in caves of the Karst between Trieste and Gorizia. All these parameters gradually declined until October. In November, however, there was a new and unexpected increase in radon, thus demonstrating that in addition to the typical seasonal trend (low values in the cold months and high in the warm months), there may be other variations, sometimes rapid and large, not easily correlated to others events. With the arrival of winter, the radon activity dropped to 206 Bq/m³.

Using a gamma spectrometer, radionuclides ²¹⁴Bi and ²²⁶Ra were identified, which confirm the origin of radon from the decay of ²²⁶Ra and therefore from the ²³⁸U chain. The origin of CO₂, on the other hand, when it reaches very high concentrations together with radon, could be, in part, also of endogenous origin.

Key word: carbon dioxide, radioactivity, radon, Generale Ricordi cave, Classical Karst, Italy.

Riassunto - La ricerca ha preso in esame la Caverna Generale Ricordi che si apre nel settore occidentale del Carso Classico italiano. E' iniziata nel dicembre 2019 e si è conclusa nel gennaio 2021. Sono stati monitorati quattro parametri: temperature, CO₂ nell'aria, radioattività e attività del radon. Nei primi 4 mesi, fino a marzo 2020, le concentrazioni di CO₂ erano di poco superiori a quelle esterne, con valori massimi fino a circa 550 ppm mentre la radioattività era addirittura inferiore a quella esterna, che mediamente è attorno a 0,10 µSv/h. Dopo la pausa di aprile, dovuta alle restrizioni sanitarie (Covid 19), in maggio, nel fondo della caverna, si è notato un notevole aumento della CO₂ che nei sei mesi successivi ha continuamente superato i 9999 ppm. Lo stesso fenomeno è stato osservato per la radioattività: 0,36 µSv/h in maggio, per arrivare a 0,46 µSv/h in luglio. In seguito a questo evento, si è preso in considerazione anche il radon, riscontrando subito un'attività media attorno a 55.000 Bq/m³, con un picco orario fino a 66.840 Bq/m³. Si tratta di valori tra i più alti, se non i maggiori, tra quelli finora documentati in grotte del Carso fra Trieste e Gorizia. Tutti questi parametri sono gradualmente calati fino a ottobre. In novembre, però, si è verificato un nuovo e inaspettato aumento del radon, dimostrando così, che accanto al tipico andamento stagionale (valori bassi nei mesi freddi e alti nei mesi caldi), si possono avere altre variazioni, talora rapide e ampie, non facilmente correlabili ad altri eventi. Con l'arrivo dell'inverno l'attività del radon è scesa fino a 206 Bq/m³.

Tramite uno spettrometro gamma sono stati identificati i radionuclidi ²¹⁴Bi e ²²⁶Ra, che confermano l'origine del radon dal decadimento del ²²⁶Ra e quindi dalla catena del ²³⁸U. La provenienza della CO₂, invece, nei momenti in cui raggiunge concentrazioni molto elevate assieme al radon, potrebbe essere, in parte, anche di origine endogena.

Parole chiave: diossido di carbonio, radioattività, radon, caverna Generale Ricordi, Carso Classico, Italia.

1. – Descrizione della grotta e inquadramento geologico

La Caverna Generale Ricordi 455/1064 VG si apre nel Carso tra Monfalcone e Jamiano, in comune di Doberdò del Lago. Questi sono i dati che compaiono nel Catasto Speleologico Regionale del FVG:

- latitudine: 45° 48' 22,3481''
- longitudine: 13° 34' 29,1991''
- quota ingresso: 59 m
- sviluppo planimetrico: 120 m
- profondità: 31 m



Fig. 1: carta geologica della zona e posizione dell'ingresso della grotta. La caverna si sviluppa verso SSO. CCS: Calcari di Monte Coste (Aptiano inf. p.p. - Albiano sup.). MRP: Formazione di Monrupino (Cenomaniano medio/sup.). AUR: Calcari di Aurisina (Cenomaniano sup. - Turoniano p.p. - Senoniano inf.). Figura tratta dalla Carta Geologica del Carso Classico (CUCCHI F. & PIANO C. 2013).

Fig. 1: Geological map of the area and location of the cave entrance. The cavern develops towards SSW. CCS: Limestones of Monte Coste (Aptiano lower p.p. - Albiano upper). MRP: Monrupino Formation (middle / upper Cenomanian). AUR: Limestones of Aurisina (upper Cenomanian - Turonian p.p. - lower Senonian). Figure taken from the Geological Map of the Classic Karst (CUCCHI F. & PIANO C. 2013).

In sintesi, si tratta di una galleria inclinata, adattata a ricovero militare durante la prima guerra mondiale. L'Esercito Italiano vi sistemò un Comando al quale era preposto il generale Ricordi, che trovò la morte proprio nei pressi dell'ingresso. Dopo la rotta di Caporetto, l'esercito austriaco prese nuovamente possesso della grotta e una lapide, tuttora esistente, sopra l'ingresso, riporta la scritta "P.T.M. Fillinger" a ricordo del loro comandante.

Durante gli anni '70 furono costruiti dei muri e la grotta fu chiusa poiché qui furono sistemati dei sismografi dall'Università di Trieste.

La parte relativamente naturale è il tratto finale che si presenta concrezionato, con massi di crollo sul fondo. Parte delle pareti è ricoperta da sottili incrostazioni scure di idrossiapatite, probabilmente dovute a una passata attività biologica dei pipistrelli. La grotta si sviluppa interamente entro i calcari grigio scuri dei "Calcari di Monte

Coste – Formazione di Povir" (Cretacico medio- inf.), seguendo spesso l'inclinazione degli strati, che sono immersi verso SSO.

Le acque di fondo si trovano presumibilmente attorno ai 4 - 5 m s.l.m. e provengono dalle zone del Lago di Doberdò. In definitiva, dovrebbero trovarsi a circa 23 metri dal fondo della grotta.



Fig. 2: rilievo della Caverna Generale Ricordi con i punti in cui sono state eseguite le misure (figura tratta dal Catasto Speleologico Regionale del FVG ed elaborata).

Fig. 2: Survey of the General Ricordi Cave with the points where the measurements were carried out (figure taken from the Regional Speleological Cadastre of FVG and elaborated).

2. – Impostazione delle ricerche e strumentazioni usate

La descrizione di questa ricerca, iniziata nel dicembre 2019 e terminata nel gennaio 2021, oltre a fornire i dati raccolti, è anche una sorta di diario poiché, durante il suo svolgimento, sono avvenute delle evenienze inaspettate. Tra queste va ricordata l'emergenza sanitaria (Covid 19), con le sue restrizioni che hanno pesantemente condizionato i momenti in cui è stato possibile raccogliere i dati.

Poiché era previsto un lungo monitoraggio dentro una grotta, le strumentazioni dovevano avere questi requisiti: facilmente trasportabili, non ingombranti, non troppo costose ma sufficientemente precise, almeno per quanto riguarda gli scopi della ricerca.

Le temperature sono state misurate con un termometro digitale, provvisto di sonda, modello Checktemp 1 (Hanna), la cui precisione è stata confrontata, più volte, con un termometro a mercurio da laboratorio. Le concentrazioni di CO₂, invece, sono state rilevate tramite lo strumento AZ 7755, con scala fino a 9999 ppm, risoluzione 1 ppm e precisione +/- 5% nell'intervallo 0 – 5000 ppm.

Per le misure di radioattività è stato usato un contatore geiger digitale Lagand BR9B (sensibile a radiazioni β , γ e raggi X), che fornisce sia la misura immediata sia la media dei valori memorizzati. Noi abbiamo sempre usato la media dei valori registrati in 7-10 minuti. All'inizio, tutto ciò sembrava sufficiente poiché, nei primi mesi, nella grotta non si erano registrati valori anomali di radioattività, anzi, erano addirittura più bassi rispetto all'esterno. Con l'arrivo dei mesi più caldi, però, la radioattività interna si è innalzata in maniera inaspettata e repentina. Per questo motivo si è deciso di estendere la ricerca anche al radon, utilizzando l'apparecchio Radex MR107. Questo strumento memorizza l'attività del radon in aria (EEVA) a cadenza oraria, a partire dalla quarta ora in cui viene acceso. Si è visto, però, che i valori precisi si ottengono dopo ulteriori quattro o cinque ore, quando lo strumento si stabilizza anche con la temperatura. Di ciò se n'è tenuto conto. La batteria interna ha una durata di 140 ore e i dati memorizzati possono essere trasferiti ed elaborati su pc. Avendo trovato subito dei valori notevolmente alti, si è ritenuto opportuno fare qualche altro controllo, validato, tramite rilevatori Fidotrack CR39 della Niton, mentre, per la determinazione dei radionuclidi è stato utilizzato lo spettrometro gamma Ludlums700, gentilmente messo a disposizione dalla Multiprojects di Gorizia.

La raccolta dei dati è avvenuta mensilmente, tranne che in aprile a causa delle restrizioni sanitarie. Le misure venivano fatte prima nella superficie sovrastante l'ingresso e poi in sette punti della caverna, sempre a circa un decimetro da terra, poiché CO_2 e radon sono più pesanti dell'aria.

Va precisato, infine, che il monitoraggio è stato svolto soltanto da due persone, in maniera da alterare il meno possibile i parametri ambientali.



Fig. 3: L'ingresso della caverna.

Fig. 3: the entrance to the cave.

3. – Temperature e movimenti dell'aria

L'unica notizia certa, sulle temperature della grotta in anni passati, risale al 1988 (ZORZENON, CANCIAN 1993). Purtroppo non sono disponibili i valori mensili, ma solo le medie annue. Quella riguardante l'aria fu di $11,9^\circ\text{C}$ (min. $11,3^\circ\text{C}$ – max. $12,9^\circ\text{C}$) e quella riguardante la roccia fu $11,6^\circ\text{C}$ (min. $11,4^\circ\text{C}$ – max. $11,9^\circ\text{C}$). Il monitoraggio fu eseguito nella grande sala. In quest'occasione, invece, le temperature sono state rilevate nello stretto passaggio che si trova nel fondo della stessa sala (punto 6). In questo caso, non è possibile fornire l'esatta media annua poiché mancano i dati del mese di aprile 2020, tuttavia, se non si considera questo mese, la media sarebbe di $11,87^\circ\text{C}$, quindi non molto diversa da quella registrata in precedenza.

In ottobre, novembre e gennaio 2021, le temperature sono state raccolte due volte nello stesso mese, poiché erano avvenuti dei cambiamenti. In particolare, in ottobre si è verificato un calo termico nel giro di pochi giorni, in novembre si è avuto un nuovo innalzamento della radioattività e in gennaio c'è stata la temperatura più bassa di tutto il monitoraggio.

data	esterno	1	2	3	4	5	6	7	roccia
dic 2021	7,6	7,7	9,6	10,6	11,3	11,8	11,8	11,9	11,8
gen 2020	5,8	4,6	6,0	8,2	9,7	11,1	11,2	11,6	11,7
feb 2020	10,1	8,4	7,9	8,9	10,2	11,3	11,4	11,8	11,7
mar 2020	17,4	10,2	8,5	9,7	10,7	11,6	11,7	11,9	11,8
apr 2020	-	-	-	-	-	-	-	-	-
mag 2020	25,4	13,2	11,2	10,7	11,4	12,1	12,0	12,1	11,8
giu 2020	24,0	13,8	11,5	12,1	12,3	12,4	12,1	12,2	11,8
lug 2020	23,4	15,1	11,2	11,9	11,8	12,0	12,1	12,1	11,9
ago 2020	28,4	16,8	12,2	11,5	12,2	12,1	12,0	12,0	11,9
set. 2020	27,3	17,0	12,4	11,6	12,0	12,3	12,1	12,1	11,9
9 ott 2020	20,4	14,5	12,0	11,8	11,9	12,0	12,0	12,1	11,9
12 ott 2020	13,8	12,3	11,8	11,8	11,8	12,1	12,0	12,0	11,9
2 nov 2020	14,9	12,1	11,5	11,4	11,7	12,0	12,0	12,1	11,9
7 nov 2020	12,7	11,4	10,4	11,0	11,6	11,9	12,0	12,0	11,9
dic 2020	7,6	8,1	8,2	9,8	11,1	11,8	11,9	11,9	11,8
7 gen 2021	5,7	5,7	6,8	9,4	11,3	11,9	11,9	12,0	11,8
12 gen 2021	0,9	2,5	3,4	7,8	11,8	11,8	11,8	11,9	11,8

Tab. 1: Temperature dell'aria, all'esterno e in 7 punti della caverna. La temperatura della roccia è stata determinata tramite una sonda inserita per una quindicina di centimetri in una fessura, presso il punto 6.

Tab. 1: Air temperatures, outside and in 7 points of the cave. The temperature of the rock was determined by means of a probe inserted about fifteen centimeters into a rock fissure, at point 6.

Nelle grotte discendenti, come quella in esame, il modello teorico prevede un ricambio d'aria durante la stagione fredda. In questo periodo, infatti, l'aria fredda, più pesante, entra nella grotta lungo il pavimento, poi, arrivata verso il fondo, si riscalda, sale verso il soffitto ed esce. Nel periodo caldo, invece, i movimenti d'aria sono limitati solo al primo tratto e nel fondo si forma una sacca, che tende a permanere (fig. 4). A grandi linee, ciò accade anche nella Caverna Ricordi, come dimostrato da qualche semplice prova con fumi, però questi movimenti sono irregolari e più complessi a causa della presenza dei muri con buchi che restringono le sezioni. Per questo motivo, qui, anche in inverno, nei tratti compresi tra due muri e nel tratto finale, si possono formare delle momentanee sacche d'aria con scarsi movimenti.



Fig. 4: Modello teorico di circolazione dell'aria nelle grotte discendenti, nei periodi freddi e caldi. Nella Caverna Ricordi, tuttavia, questo modello è più complesso a causa dell'antropizzazione che ha modificato la cavità.
Fig. 4: Theoretical model of air circulation in the descending caves, in cold and hot periods. In the Ricordi cave, however, this model is more complex due to the anthropization that has modified the cavity.

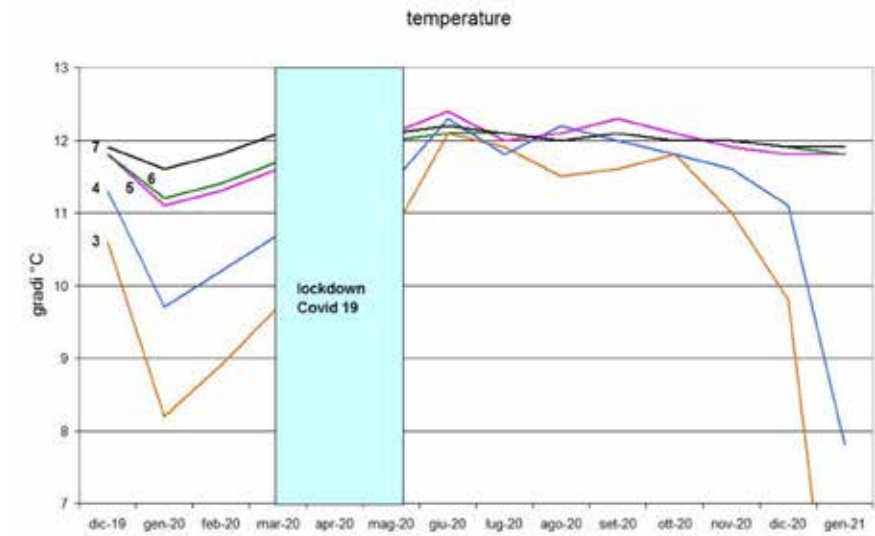


Fig. 5: Temperature nei vari punti della caverna, misurate a poca distanza da terra. Nei tratti più interni tendono ad appiattirsi attorno ai 12° C.
Fig. 5: Temperatures in the various points of the cave, measured at a short distance from the ground. In the innermost sections they tend to flatten around 12° C.



Fig. 6: Uno dei muri (punto 4) che restringono la sezione della galleria, influenzando sulla circolazione dell'aria.
Fig. 6: One of the walls (point 4) that narrow the section of the gallery, affecting air circulation.

Nei primi dieci mesi del monitoraggio, lo stillicidio è stato molto scarso e in certi periodi praticamente assente. Solo nel punto 4 era sempre presente (fig. 6), anche se in misura variabile. E' stato significativo, invece, nell'ottobre 2020, poi abbondante nel successivo mese di dicembre e un po' meno nel gennaio 2021. Nel tratto terminale della caverna, però, lo stillicidio è stato scarso anche in questi mesi.

Nel dicembre 2020, che è stato il più piovoso, a Gorizia furono registrati 279 mm di pioggia (<http://www.meteogo.it/>) e a Ronchi dei Legionari 340 mm (<http://my.meteonetwork.it/station/fvg055/statistiche>).

4. – Diossido di carbonio – CO₂

Il diossido di carbonio (anidride carbonica - CO₂) è un parametro molto importante nel carsismo, poiché la sua presenza nelle acque di percolazione e nell'aria è fondamentale per i processi di corrosione della roccia o di formazione delle concrezioni calcitiche.

Gli studi sulla sua presenza nelle grotte del Carso sono ancora pochi oppure spesso riportano solo dati puntuali. Importanti informazioni compaiono nella tesi di laurea di S. DAMBROSI (relatore L. ZINI, correlatore F. COREN - 2015). Nella Lipišca jama, che si apre tra Lokva e Sežana, l'autore ha constatato che la percentuale di CO₂ aumenta con la profondità. Il valore iniziale, presso l'ingresso, era di 0,04% ma nel fondo, alla profondità di 250 metri, raggiungeva addirittura il 3,05%. La stessa situazione era stata notata nella Grotta Skilan: 0,03% in superficie e 3,33% alla profondità di 220 metri. Diversi altri dati furono raccolti nell'Abisso di Trebiciano, dove erano stati posti due sensori/trasmittitori a 45 e 100 m di profondità. Nel primo, a 45 m, dove era possibile intercettare le correnti d'aria, i valori variarono tra 0,75 % e 1,6 % mentre nel secondo, situato in una sacca non interessata da flussi d'aria, le concentrazioni risultarono più alte, tra 2,0 % e 2,3%. Si notò, inoltre, che le variazioni sono influenzate dalle correnti d'aria dovute alle piene del Timavo.

Altre ricerche sono state eseguite anche all'estero, dimostrando che questo gas è presente in misura molto variabile nell'aria, sia da grotta a grotta, sia nella stessa cavità, ma in momenti diversi. Va precisato, tuttavia, che le concentrazioni del diossido di carbonio sono influenzate da numerosi fattori, fra i quali quelli geografici, geologici e specialmente climatici, che sono diversi caso per caso.

Una grotta della Cina è stata monitorizzata per due anni (MIN CAO et al. 2019) e si è notato un andamento stagionale con massimi in estate (> 6000 ppm) e minimi in inverno (< 1000 ppm). Nella Nerja Cave, una grotta turistica della Spagna, invece, le concentrazioni sono risultate molto più basse e più stabili: 525 ppm in autunno/inverno e 750 ppm in primavera/estate (LINAN et al. 2008). Ritmi stagionali si sono notati anche nella grotta Sainte Anne Belgio, con massimi attorno a 7500 ppm in agosto/settembre (EK & GEWELT 1985), mentre nella Meirvulleuse Cave si sono stati registrati 14000 ppm in estate e 900 ppm in inverno (EK & GEWELT M. 2014). Una ricerca effettuata nella Ballynamindra Cave in Irlanda, infine, conferma che la pCO₂ nell'aria aumenta con la profondità, fino ad arrivare a un massimo di 1700 ppm (BALDINI et al. 2006).

Sulla scorta dei dati riportati dalla letteratura e dal fatto che la Caverna Ricordi è una grotta modesta, per le misure della CO₂ si era ritenuto sufficiente l'uso di uno strumento con scala fino a 9999 ppm. In effetti, nei primi quattro mesi i valori massimi erano arrivati soltanto attorno a 550 ppm. Dopo il lockdown del mese di aprile, però, con la ripresa del monitoraggio, si è notato un rapido aumento. In maggio, nel fondo della grotta, i valori erano arrivati a 8150 ppm e nei mesi successivi, hanno iniziato ad andare fuori scala, inizialmente verso il fondo (punto 7), ma poi, gradualmente, anche nei tratti superiori della grotta. In settembre, lo strumento segnava valori fuori scala addirittura a soli 23 metri dall'ingresso.

Sembrava, quindi, che la grotta fosse come un contenitore che si stava riempiendo, di mese in mese, dal fondo verso l'ingresso. A conferma di questo modello, i successivi cali sono iniziati in settembre procedendo in senso inverso, cioè dall'ingresso verso il fondo.

Considerata la mancanza di dati in grotte di questo specifico settore del Carso, si è voluto vedere se, nei mesi caldi, sono presenti alti valori di CO₂ in qualche altra caverna. Il 28 maggio si è presa in esame la vicina Grotta dell'Infermeria 424/1065VG (sviluppo 77 m) ed è stato registrato un valore di 6466 ppm nel tratto terminale. Il 26 giugno, invece, le misure sono state eseguite nell'Antro di Casali Neri 326/450VG (sviluppo 55 m), che si trova a 7,6 km di distanza in linea d'aria. Questa volta le concentrazioni variarono da 2539 ppm presso l'ingresso a 7580 ppm verso il fondo.

	DIOSSIDO DI CARBONIO - CO ₂ - ppm							
	esterno	1	2	3	4	5	6	7
dic. 2019	389	390	421	448	479	547	554	550
gen 2020	427	410	458	464	490	490	461	495
feb. 2020	431	437	444	450	470	543	449	472
mar. 2020	430	453	456	474	472	478	475	495
apr. 2020	-	-	-	-	-	-	-	-
mag. 2020	424	1615	1666	1770	1900	2080	2059	8150
giu. 2020	411	2733	2820	3175	3592	3871	3727	> 9999
lug. 2020	417	4792	4852	5586	6126	> 9999	> 9999	> 9999
ago. 2020	420	8390	9540	> 9999	> 9999	> 9999	> 9999	> 9999
set. 2020	412	3300	6320	> 9999	> 9999	> 9999	> 9999	> 9999
ott. 2020	414	558	708	1100	>9999	>9999	>9999	>9999
nov. 2020	424	565	674	768	2024	> 9999	>9999	> 9999
dic. 2020	394	416	472	644	600	613	750	770
gen. 2021	418	425	432	456	629	625	479	555

Tab. 2: Concentrazioni del diossido di carbonio nei vari punti della caverna.

Tab. 2: Carbon dioxide concentrations in the various points of the cavern.

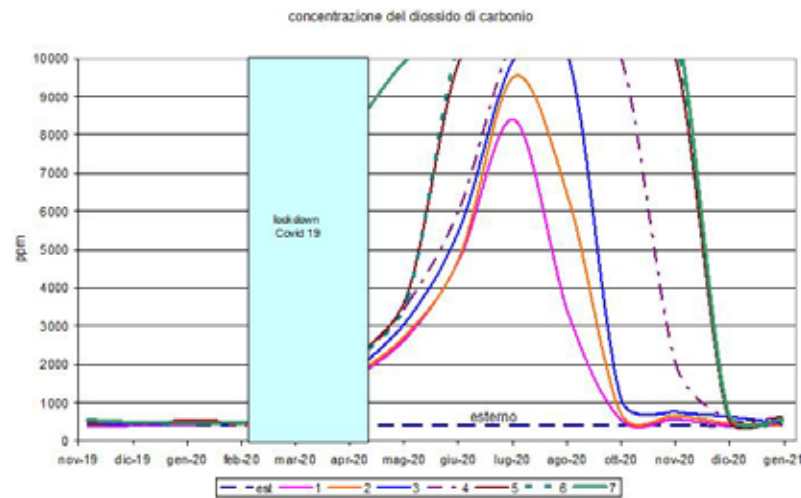


Fig. 7: Concentrazione di CO₂ all'esterno e nella caverna. Tranne che nei punti 1 e 2, tra giugno e novembre 2020, gli altri valori sono andati fuori scala dello strumento (>9999 ppm), iniziando dal punto 7, che è più profondo.
Fig. 7: CO₂ concentration outside and in the cave. Except in points 1 and 2, between June and November 2020, the other values went off the instrument's scale (> 9999 ppm), starting from point 7, which is deeper.



Fig. 8: Misure del diossido di carbonio e della temperatura nel punto 3, nel luglio 2021.
Fig. 8: Carbon dioxide and temperature measurements at point 3, July 2020.

L'origine della CO₂ nell'aria delle grotte è generalmente attribuita al suolo sovrastante, all'epicarso, al degassamento delle acque di stillicidio e alla ventilazione. In questi anni, però, stanno aumentando le ipotesi di contributi endogeni, anche se una delle prime osservazioni fu eseguita da ATKINSON ancora nel 1977. Studiando le acque sorgive nelle Mendip Hills (Inghilterra), egli notò che mostravano una pCO₂ costante, mentre quella dell'aria e del suolo variava stagionalmente, inoltre era comunemente inferiore a quella delle sorgenti. Ciò gli permise di stabilire l'esistenza di una fonte di CO₂ nella zona insatura, probabilmente dovuta alla decomposizione della materia organica dilavata dal suolo.

Un'altra osservazione simile, più recente, ha riguardato le grotte di Gibilterra (MATTEY et al. 2016). Nel loro studio, questi autori affermano che la CO₂ nell'aria non è direttamente correlata a quella che proviene dal suolo o dalla zona epicarsica. Dipende, invece, dal decadimento della materia organica nella zona insatura più profonda, con CO₂ contenuta nei vuoti più piccoli del substrato roccioso. Anche BERGEL et al. (2017), occupandosi di alcune grotte del Texas ammettono un contributo di CO₂ dal substrato roccioso e così pure altri autori. Per quanto riguarda l'Italia, particolarmente interessante è un recentissimo studio di CHIODINI et al. (2020) che, oltre a segnalare emissioni di CO₂ profonda nell'Appennino, dimostra una correlazione tra questo gas ed eventi sismici.

La presenza, anche abbondante, di CO₂ nel sottosuolo carsico è stata confermata tramite una perforazione presso la Grotta di Nerja, dove sono state riscontrate concentrazioni crescenti con la profondità e con valori medi di ben 40.000 ppm (VADILLO et al. 2010).

5. – Radioattività

All'inizio della ricerca, considerata la natura calcarea del sito e la mancanza di dati sulla radioattività γ nelle grotte della zona, ritenevamo che la radioattività naturale entro la caverna fosse bassa e che non si discostasse di molto da quella esterna ($\sim 0,10 \mu\text{Sv/h}$). Per questo motivo, quasi per curiosità, avevamo voluto verificare se la roccia soprastante schermasse, in parte, le radiazioni cosmiche. In effetti, nei primi mesi dell'anno 2020, nel fondo della caverna, la radioattività era mediamente più bassa di quella esterna. Allo scopo si utilizzò un semplice contatore geiger digitale. Dopo il periodo del lockdown, in cui non si poteva uscire dal proprio Comune, in maggio sono riprese le misure, ma questa volta si è notato che la radioattività sul fondo era salita a $0,36 \mu\text{Sv/h}$, arrivando, poi, in agosto, a $0,46 \mu\text{Sv/h}$ nel punto 7 (il più profondo) e addirittura $0,66 \mu\text{Sv/h}$ nel punto 6. A partire da questo mese, i valori sono scesi gradualmente, fino a $0,09 \mu\text{Sv/h}$ in ottobre, tornando quindi, almeno apparentemente, a quelli iniziali. In maniera inaspettata, però, all'inizio del successivo mese di novembre, la radioattività è balzata di nuovo a valori alti, vicini ai massimi registrati in estate, per poi calare fino a $0,06 \mu\text{Sv/h}$ in dicembre.

	RADIOATTIVITA' ($\beta + \gamma$) - $\mu\text{Sv/h}$					
	esterno	1	tra 3 e 4	5	6	7
dic 2019	0,10		0,09			0,09
gen 2020	0,11					0,07
feb 2020	0,10					0,07
mar 2020	0,11		0,09			0,06
apr 2020	-					-
mag 2020	0,10		0,21		0,25	0,36
giu 2020	0,11	0,11	0,12	0,23		0,32
lug 2020	0,10		0,16		0,65	0,46
ago 2020	0,09		0,23		0,56	0,41
set 2020	0,12	0,11	0,15		0,36	0,23
9 ott 2020 12 ott 2020	0,10 0,10		0,11	0,17	0,19	0,13 0,09
2 nov 2020 7 nov 2020	0,11		0,09		0,28 0,19	0,35 0,43
dic 2020	0,09		0,07		0,07	0,06
gen 2021	0,11		0,07		0,08	0,07

Tab. 3: Misure di radioattività dentro la caverna.
Tab. 3: Radioactivity measurements inside the cave.

A questo punto, è interessante ricordare un'esperienza, successa, anni prima, a dei ricercatori che si erano occupati della Grotta della Vaccamorta in Abruzzo (MORETTI et al. 2004). Anche loro, infatti, avevano rilevato dosi di radiazione γ , nell'interno della grotta, a volte superiori a $60 \mu\text{R/h}$ (che corrispondono a $0,60 \mu\text{Sv/h}$). Nella loro relazione compaiono queste parole:

“All'uscita della nostra breve permanenza nell'interno (circa due ore) abbiamo anche rilevato una notevole contaminazione delle nostre tute in nylon (60-80 $\mu\text{R/h}$ al contatto con lo strumento) e delle parti esposte del nostro corpo (mani, capelli,

alito), da attribuire a fenomeni di attrazione elettrostatica esercitata dalla tuta stessa sugli ioni radioattivi presenti nell'aria.”

Ebbene, lo stesso fenomeno era successo pure a noi. Va precisato, però, che la nostra permanenza in grotta, quando avevamo constatato l'aumento della radioattività, non superava mai l'ora e che il tempo dedicato alla raccolta dei dati nell'ultimo tratto della caverna, dove le radiazioni erano più intense, si aggirava sui 20 minuti. Nonostante ciò, nei mesi di giugno, luglio e agosto 2020, subito dopo essere usciti all'aperto, lo strumento, posto a contatto con i vestiti o con le mani, segnava solitamente tra $0,25$ e $0,30 \mu\text{Sv/h}$. In seguito a questa constatazione, nel successivo mese di settembre avevamo deciso di indossare in grotta le stesse mascherine usate per l'emergenza Covid 19, con lo scopo di limitare la respirazione del particolato radioattivo. Appena tornati all'esterno, si è posto lo strumento sopra la mascherina della persona che era scesa fino nel fondo della caverna (punto 7) e si è visto che segnava addirittura $2,48 \mu\text{Sv/h}$, cioè ben 25 volte superiore la normale radioattività del luogo (fig. 9). Nella mascherina che era stata indossata dall'altra persona, che si era fermata nella grande sala (punto 6), lo strumento segnava ugualmente un valore alto: $2,13 \mu\text{Sv/h}$. Questi valori si sono dimezzati dopo circa 50 minuti.



Fig. 9: Lo strumento posto sulla mascherina che era stata indossata in grotta il giorno 8 settembre 2020, segna un valore medio di $2,48 \mu\text{Sv/h}$.

Fig. 9: The instrument placed on the mask that was worn in the cave on 8 September 2020, shows an average value of $2.48 \mu\text{Sv/h}$.

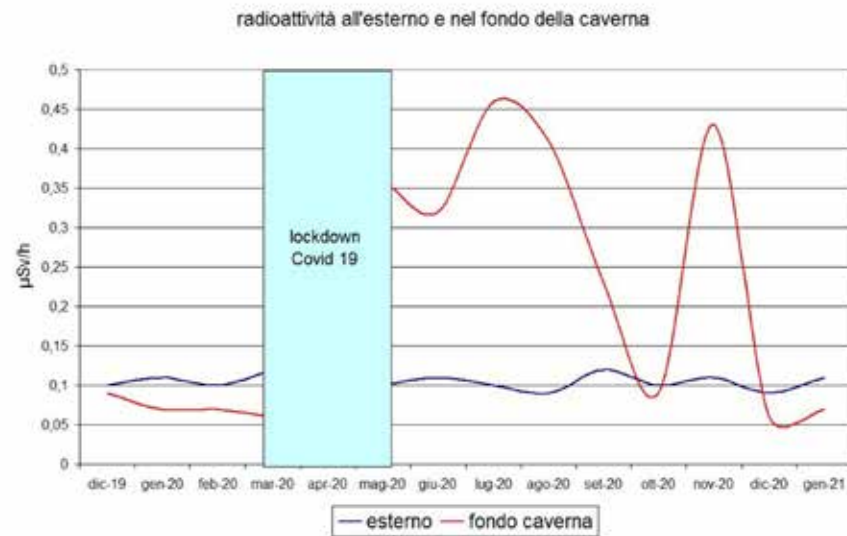


Fig. 10: Radioattività ($\beta + \gamma$) all'esterno (linea blu) e nel tratto terminale della caverna, punto 7 (linea rossa).
 Fig. 10: Radioactivity ($\beta + \gamma$) outside (blue line) and in the terminal section of the cave, point 7 (red line).

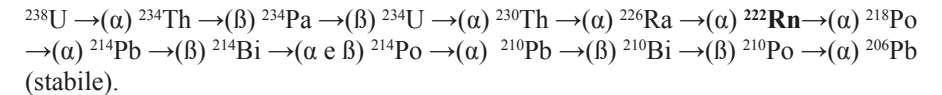
6. – Radon

Dopo aver constatato l'aumento della radioattività, si è deciso di implementare la ricerca con misure riguardanti specificatamente il radon.

La presenza di questo gas nelle grotte del Carso è nota, anche se le sue segnalazioni sono ancora discontinue e talvolta limitate solo a una misura per singola grotta. Si era appurato, tuttavia, che le sue concentrazioni hanno un ampio grado di variabilità, con valori più comuni tra 300 e 9000 Bq/m³, ma con diverse eccezioni. Ad esempio, in un elenco disponibile su internet, sono riportati dei valori più alti, fino a 10000 ± 3 Bq/m³ nella Grotta delle Perle 569/2699 VG (prof. 109 m, svil. 317 m) e 13400 ± 2 Bq/m³ nella Grotta Skilan 5070/5720 VG. (prof. 378 m, svil. 6400 m) (<https://www.boegan.it/2009/10/radon-e-grotte-turistiche/>). Nella Divaska Jama (Slovenia) sono state segnalate concentrazioni di 19300 ± 2500 Bq/m³ (MERLAK 2020), mentre in un passaggio delle Grotte di Postumia, non aperto al pubblico, è stata segnalata una media annua di 25020 ± 12653 Bq/m³ con valori massimi che superavano i 40.000 Bq/m³ (GREGORIC et al. 2013). Interessante, poi, è stata una ricerca nella Grotta Gigante, dove, in una diramazione laterale, prossima alla superficie, il radon variava da < 100 Bq/m³ in inverno a 35000 Bq/m³ in estate (DEL MASCHIO et al. 2011). Altri dati sulla presenza di questo gas in Friuli Venezia Giulia sono forniti da GIOVANI et al. (2007, 2012, 2013), da CUCCHI et al. (1996) e da VASCOTTO et

al. (1998).

Sull'origine del radon nelle grotte esiste un'abbondante letteratura (ARPA 2001, CIGNA 2005, 2016) ed è stata dimostrata pure una sua correlazione con l'andamento climatico, perciò non ci soffermiamo sull'argomento. Ricordiamo soltanto che l'isotopo più stabile è il ²²²Rn e che deriva, come punto di partenza, dal decadimento dell'uranio, secondo questa sequenza e con emissione di radiazioni α e β :



Nella caverna Ricordi, il monitoraggio è stato eseguito tramite lo strumento Radex MR107, posto nel tratto terminale (punto 7), con l'avvertenza che si è potuto lasciarlo in loco solo in certe occasioni, poiché rimaneva non sorvegliato, in una facile grotta accessibile a chiunque. In totale, comunque, sono state eseguite otto rilevazioni in altrettanti momenti diversi. L'acquisizione in continuo durava da due a cinque giorni, con dati a cadenza oraria. Nella prima rilevazione, nel luglio 2020, si è registrata una media inaspettata, attorno a 55000 Bq/m³, ben superiore a quelle che comunemente sono state segnalate in altre grotte. Il picco massimo raggiunse addirittura 66840 Bq/m³ il giorno 7 alle ore 05:11.

Rare sono le segnalazioni di valori così alti in grotta. Tra i maggiori ricordiamo un picco di 83009 in una grotta della Romania (MARGINEANU 2019), 60159 Bq/m³ in una grotta del Messico (ESPINOSA et al. 2013), mentre nel sistema del Peck District (Inghilterra) sono stati rilevati addirittura 155000 Bq/m³ (HYLAND & GUNN 1994).

Data l'importanza di quest'osservazione, nei mesi successivi sono stati posti dei rilevatori FidoTrack CR39 della Niton, sempre nel tratto terminale della caverna (attorno al punto 7). Gli scopi erano due: avere una conferma certificata delle alte e inusuali concentrazioni e verificare la corrispondenza con i dati raccolti con l'altro strumento. È opportuno ricordare, però, che con i rilevatori CR39 si ottiene solo la media riguardante i giorni in cui sono esposti.

In particolare, i primi due CR39 sono stati lasciati in loco per 12 giorni, quando il radon stava calando. Nonostante ciò, sono stati registrati dei valori ancora alti: 37534 Bq/m³ per quello posto a maggiore profondità (28 metri) e 28895 Bq/m³ per quello situato un po' più in alto (25 metri).

data	Radioattività ($\gamma + \beta$) $\mu\text{Sv/h}$	Radon Bq/m^3	Strumento
6 - 7 lug 2020	0,46	55266 (± 6973) (min. 54317, max. 66844)	Radex MR107
13 - 15 lug 2020	0,41	48067 (± 3194) (min. 40506, max. 53087)	Radex MR 107
28 - 29 lug 2020	0,34	37059 (± 1226) (min. 34981, max. 37962)	Radex MR107
13 - 24 ago 2020	0,37 0,27	37534 ($\pm 10\%$) 28895 ($\pm 10\%$)	FidoTrack CR39
8 - 10 set 2020	0,23	15802 (± 332) (min. 13182, max. 16328)	Radex MR107
9 - 12 ott 2020	0,13	5009 (± 440) (min. 4294, max. 5880)	Radex MR107
12 ott - 2 nov 2020	0,09 - 0,34	18840 ($\pm 10\%$)	FidoTrack CR39
2 nov - 7 nov 2020	0,35	39100 (± 1857) (min. 30878, max. 51582)	Radex MR107
10 dic./2020 - 07 gen 2021	0,06 - 0,10	614 ($\pm 17\%$)	Fido Track CR-39
10 - 15 dic 2020	0,06	276 (± 29) (min. 209, max. 364)	Radex MR 107
8 - 12 gen 2021	0,07	206 (± 53) (min. 118, max. 304)	Radex MR 107

Tab. 4: Radioattività $\gamma + \beta$ e contemporanee concentrazioni dell'attività del radon.

Tab. 4: Radioactivity $\gamma + \beta$ and simultaneous concentrations of radon activity.



Fig. 11: Il rilevatore CR39 collocato nel punto 7 della grotta il 13 agosto 2020 e recuperato il 24 agosto 2020.

Fig. 11: the CR39 detector placed in point 7 of the cave on 13 August 2020 and recovered on 24 August 2020.

Fino a ottobre 2020, radon e CO_2 nell'aria hanno seguito lo stesso andamento stagionale osservato in diverse altre grotte, come indicato dalla letteratura: bassi valori nei mesi freddi e alti nei mesi caldi. Nei primi giorni di novembre, però, un inaspettato aumento dell'attività del radon, non accompagnato da un parallelo aumento della CO_2 , è uscito da questo schema, raggiungendo un picco di 47743 Bq/m^3 (fig. 12).

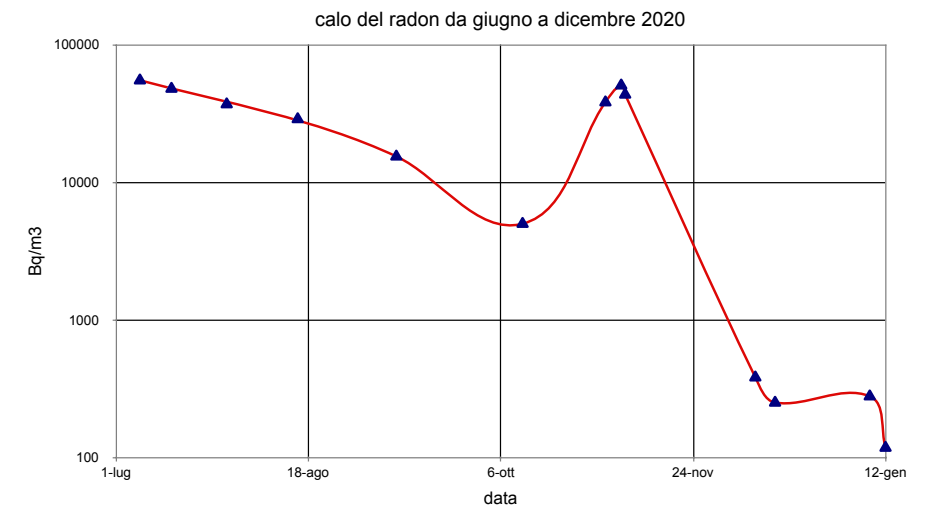


Fig. 12: Il calo del radon, dal massimo di giugno 2020 al minimo di gennaio 2021, non è stato regolare poiché, nei primi giorni di novembre si è verificato un nuovo aumento.

Fig. 12: The decrease in radon, from the maximum in June 2020 to the minimum in January 2021, was not regular since a new increase took place in the first days of November.

Questo secondo aumento non è facilmente spiegabile. Tra l'altro, non si può escludere che, più semplicemente, si tratti di radon che si era accumulato nella sala (tra i punti 5 e 6) e che poi sia sceso più in basso (punto 7). In effetti, tra il 2 e il 7 novembre, nella sala la radioattività era scesa da $0,29$ a $0,19 \mu\text{Sv/h}$, mentre nel tratto sottostante era salita da $0,35$ a $0,43 \mu\text{Sv/h}$.

Come accennato in precedenza, ogni volta che sono state eseguite le misure del radon, si è determinata anche la radioattività $\gamma + \beta$. Ciò ha permesso di osservare una buona correlazione tra le due grandezze (fig. 13).

A questo proposito, si ricorda che BERENS et al. (2017) avevano già dimostrato, che le emissioni γ - in determinate circostanze - hanno una relazione diretta con ^{226}Ra , che è a sua volta correlato con il ^{222}Rn . Correlazioni tra ^{222}Rn terrestre e radiazioni γ sono state descritte anche da SZEGVARY et al. (2007).

Quest'osservazione ha un'utilità pratica poiché lo speleologo può avere un primo indizio sull'eventuale presenza del radon, in quantità nocive, semplicemente facendo una misura tramite un contatore geiger.

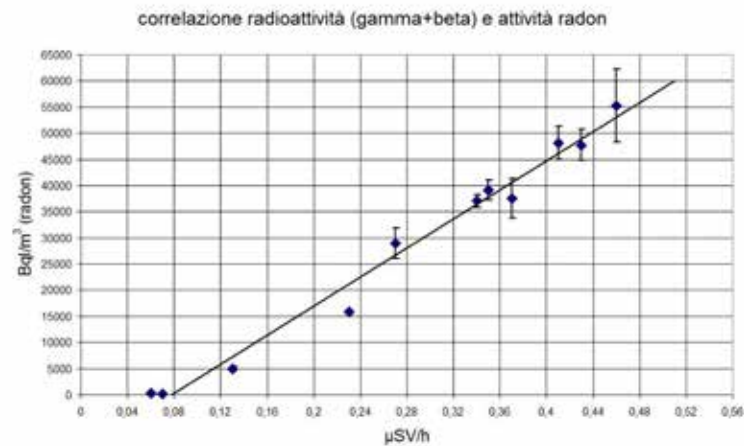


Fig. 13: Nella Caverna Ricordi si è osservata una buona correlazione tra radioattività ($\gamma + \beta$), misurata col contatore geiger e attività della concentrazione del radon, misurata in Bq/m³.
Fig. 13: In the Ricordi Cave a good correlation was observed between radioactivity ($\gamma + \beta$), measured with the geiger counter and the activity of the radon concentration, measured in Bq/m³.



Fig. 14: Alcune misure sono state eseguite anche in superficie, nei pressi della caverna. Nella foto, in luglio si rilevano la concentrazione di CO₂ e la radioattività in una frattura della roccia, che continua con un vuoto sotterraneo, al momento non accessibile. I valori di CO₂ erano continuamente fluttuanti, mediamente tra 600 e 700 ppm e con un massimo fino a 1025 ppm. La radioattività era 0,21 µSv/h.

Fig. 14: Some measurements were also carried out on the surface, near the cave. In the photo, in July the concentration of CO₂ and radioactivity are detected in a fracture of the rock, which continues with an underground void, currently not accessible. The CO₂ values were continuously fluctuating, on average between 600 and 700 ppm and with a maximum of up to 1025 ppm. Radioactivity was 0.21 µSv/h.

Le modalità di assunzione dei dati hanno consentito di analizzare nel dettaglio l'attività durante tre momenti autunnali: dal 9 al 12 ottobre, dal 2 al 7 novembre, dal 10 al 15 dicembre.

a) periodo: 9 -12 ottobre 2020

Nello specifico, in questo periodo, l'attività presenta dei minimi attorno a 4300 Bq/m³ e dei massimi attorno a 5300 - 5800 Bq/m³. Gli innalzamenti sono più rapidi degli abbassamenti, infatti, i primi durano circa 6-8 ore e i secondi circa 12 ore. Da notare che, durante la fase di discesa c'è anche un leggero innalzamento. L'andamento del radon non mostra un collegamento diretto con la situazione meteo esterna, caratterizzata prima da sole e poi da nuvolosità crescente fino ad arrivare a piogge con vento nel giorno 11. Solo l'ultima giornata è stata nuovamente soleggiata, ma sempre con vento.

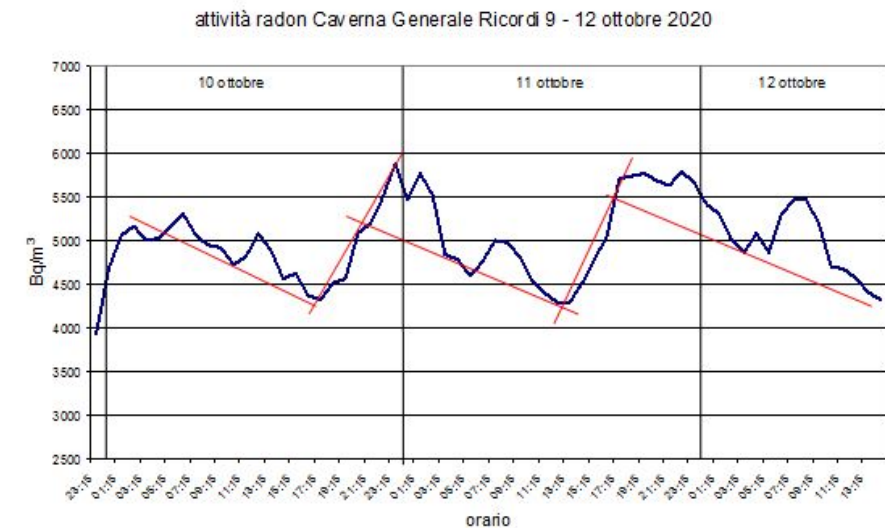


Fig. 15: Attività del radon, dalle ore 23:15 del 9 ottobre, alle ore 14:15 del 12 ottobre 2020.
Fig. 15: Radon activity, from 11.15 pm on 9 October to 2.15 pm on 12 October 2020.

b) periodo: 2 – 7 novembre 2020

Dopo una fase iniziale tra 36000 e 42000 Bq/m³, il 4 novembre il radon si è abbassato fino a 30878 Bq/m³, seguito, subito dopo, da un innalzamento fino a 50789 Bq/m³. Dopo questo momento l'andamento è stato altalenante, seguito da una discesa negli ultimi due giorni.

Il 4 novembre, quando si sono verificati sia l'abbassamento sia l'innalzamento del radon, si è avuto un netto cambiamento meteo. Le giornate precedenti, infatti, erano caratterizzate da cielo coperto, forte umidità e foschia, mentre nelle seguenti è comparso il vento che ha sgomberato foschia e nuvolosità, con calo termico.



Fig. 16: Concentrazioni dell'attività del radon, dalle ore 22:42 del 2 novembre, alle ore 9:42 del 7 novembre 2020.
Fig. 16: Concentrations of radon activity, from 10:42 pm on November 2, to 9:42 am on November 7, 2020.

c) periodo: 10 – 15 dicembre 2020

Il periodo 10-15 dicembre è stato particolarmente interessante per quattro motivi:

- La concentrazione del radon si era notevolmente abbassata;
- Nel primo giorno, in cui è stato collocato lo strumento, si è avuto il massimo dello stillicidio durante l'anno, dovuto alle abbondanti piogge dei giorni precedenti.
- Il vicino lago di Doberdò era in massima piena.
- Il 13 dicembre, alle ore 13:26, si è verificata una scossa sismica di magnitudo 1,3, con epicentro a circa tre chilometri e mezzo di distanza.

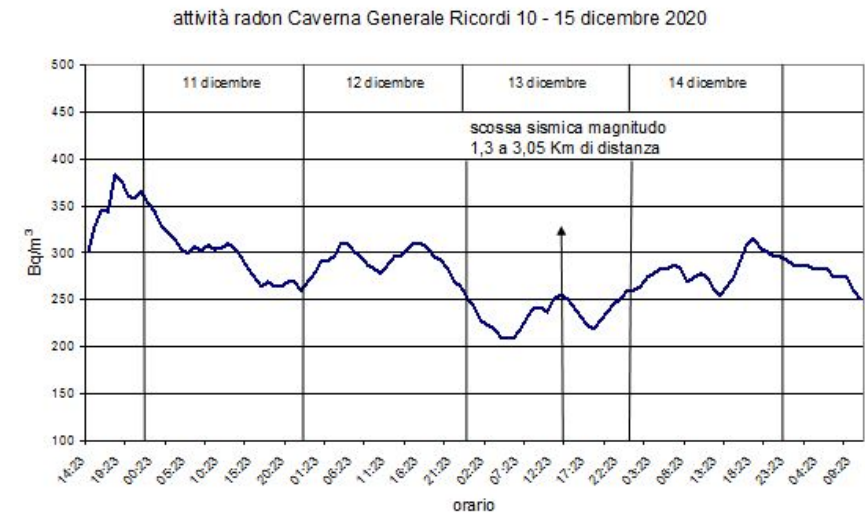


Fig. 17: Concentrazioni dell'attività del radon, dalle ore 14:23 del 13 dicembre alle ore 10:23 del 15 dicembre.
Fig. 17: Concentrations of radon activity, from 14:23 on 13 December to 10:23 on 15 December.

Non si è notata alcuna correlazione tra questi eventi e andamento del radon, che ha avuto le sue normali fluttuazioni. Le condizioni meteo esterne sono state caratterizzate prima da cielo nuvoloso, poi da sole e alla fine di nuovo abbondante nuvolosità.

Un approfondimento della ricerca è stato eseguito il 1° ottobre 2020, tramite lo spettrometro gamma Ludlums 700, gentilmente messo a disposizione dalla Multiproject di Gorizia. Gli scopi erano due: determinare i radionuclidi e verificare le misure di radioattività riscontrate tramite il contatore geiger. Le operazioni sono state eseguite prima all'esterno e poi in alcuni punti della grotta, fino alla grande sala. I risultati compaiono in tab. 5.

località	radioattività ($\mu\text{Sv/h}$)	radionuclidi
sentiero per arrivare alla grotta	0,13	$^{40}\text{K} - ^{214}\text{Bi}$
superficie sopra la grotta	0,10	$^{40}\text{K} - ^{226}\text{Ra}$
ingresso grotta	0,13	$^{40}\text{K} - ^{214}\text{Bi} - ^{226}\text{Ra}$
grotta tra punto 3 e 4	0,17	$^{40}\text{K} - ^{214}\text{Bi} - ^{226}\text{Ra}$
sala finale, punto 5	0,22	$^{40}\text{K} - ^{214}\text{Bi} - ^{226}\text{Ra}$
sala finale, punto 6	0,18	$^{40}\text{K} - ^{214}\text{Bi} - ^{226}\text{Ra}$

Tab. 5: Radioattività e radionuclidi, determinati in data 1 ottobre 2020 lungo il percorso per arrivare alla grotta e dentro la cavità.

Tab. 5: Radioactivity and radionuclides, determined on 1 October 2020 along the pathway to reach the cave and inside the cavity.



Fig. 18: Ricerca dei radionuclidi tramite uno spettrometro gamma nel punto 6 della caverna.

Fig. 18: Research of radionuclides using a gamma spectrometer at point 6 of the cave.

I radionuclidi trovati (^{214}Bi e ^{226}Ra) confermano l'origine del ^{222}Rn radon dalla catena di decadimento dell' ^{238}U uranio. L'isotopo radioattivo ^{40}K , invece, è naturalmente presente in natura e decade a ^{40}Ca e ^{40}Ar .

9. – Ipotesi sull'origine del diossido di carbonio e del radon nella Caverna Generale Ricordi

Per formulare delle ipotesi sull'origine di radon e CO_2 , i due gas devono essere presi in esame assieme poiché, per buona parte del monitoraggio, hanno dimostrato lo stesso comportamento.

Per quanto riguarda la CO_2 nell'aria delle grotte calcaree, come si è visto in precedenza, esistono due modelli. Il primo indica nelle acque di percolazione – e quindi dal suolo e dall'epicarso – la fonte principale. Eventuali concentrazioni molto elevate nel fondo delle cavità sono spiegate col fenomeno dell'accumulo, dovuto al fatto che CO_2 è più pesante dell'aria.

Il secondo, invece, ammette anche la possibilità di contributi di origine profonda. Nella Caverna Ricordi, sicuramente vi è un apporto dall'aria esterna, dal suolo e dalle acque di percolazione ma ciò non ci sembra sufficiente per spiegare certe concentrazioni elevate che si sono mantenute a lungo. Ad esempio, nel fondo della caverna, la CO_2 è stata costantemente molto alta (> 9999 ppm) per sei mesi di seguito, ma, in questo periodo, qui lo stillicidio era molto scarso o addirittura assente. Durante gli unici due mesi piovosi, (dicembre 2020 e gennaio 2021), invece, quando lo stillicidio era abbondante in tutta la grotta, la concentrazione di CO_2 è arrivata soltanto a 770 ppm e 550 ppm.

Per questi motivi, almeno a livello di prima ipotesi, riteniamo che non si possa escludere del tutto qualche contributo di origine profonda, anche perché le più alte concentrazioni di CO_2 si sono avute quando anche l'attività del radon era altrettanto alta. A questo proposito, diversi autori ammettono che la CO_2 possa svolgere la funzione di "carrier" per veicolare il radon verso le superfici (ETIOPE & LOMBARDI 1995, CHYI et al. 2010, CASTELLUCCIO et al. 2012, ecc).

Bisogna aggiungere, poi, che le emissioni del radon sono maggiori in vicinanza di faglie, deformazioni e importanti fratture della roccia. La Caverna Gen. Ricordi si trova proprio in una zona con queste caratteristiche, tuttavia sarà compito delle future ricerche stabilire con maggiore precisione l'esatta fonte di provenienza dei due gas.

10. – Conclusioni

La ricerca si era prefissa lo scopo di studiare il comportamento temporale di alcuni parametri ambientali della Caverna Generale Ricordi e in particolar modo della concentrazione di CO_2 , radioattività e radon. Per questo motivo, il monitoraggio si è protratto per 14 mesi. Allo scopo sono stati usati degli strumenti portatili e di facile uso.

Si è visto così che le concentrazioni di CO_2 e di radon seguono un ritmo stagionale,

con minimi nei mesi freddi e massimi nei mesi caldi. Nel caso del radon, però, c'è stata un'eccezione, infatti, nel novembre 2020 si era verificato un altro considerevole rialzo.

In particolare, per tutti i parametri considerati, i valori più alti si sono ottenuti da giugno a novembre e i più bassi da gennaio a marzo.

In tab. 6 si riporta la sintesi dei parametri misurati nel fondo della caverna Ricordi, che è il punto più significativo, poiché, oltre a essere il più profondo, non è stato alterato da interventi umani e poi, proprio qui sono stati osservati i valori più alti di diossido di carbonio e di radon.

punto 7 Caverna Generale Ricordi		
parametri misurati	valore minimo	valore massimo
temperatura aria	11,6° C (gen. 2020)	12,2° C (giu. 2020)
temperatura roccia	11,7° C (gen. e feb. 2020)	11,9° C (da lug. a nov. 2020)
diossido di carbonio	472 ppm (feb. 2020)	> 9999 ppm (da giu. a nov. 2020)
radioattività	0,06 μ Sv/h (mar. 2020)	0,46 μ Sv/h (lug. 2020)
radon	118 Bq/m ³ (12 gen. 2021)	66840 Bq/m ³ (7 lug. 2020)

Tab. 6: Sintesi dei parametri misurati durante il monitoraggio nel tratto terminale della caverna (punto 7).

Tab. 6: Summary of the parameters measured during monitoring in the terminal section of the cavern (point 7).

In passato, alti valori di CO₂ e di radon erano già stati segnalati in grotte del Carso Classico, ma solitamente in cavità grandi o profonde. Mancavano, inoltre, i dati riguardanti le grotte dell'estremo settore nord-occidentale (Carso di Monfalcone e di Doberdò). In questo caso la ricerca ha dimostrato che si possono verificare alte concentrazioni di entrambi i gas anche in cavità semplici e di dimensioni modeste, come la Caverna Generale Ricordi. In particolare, il 7 luglio era stato registrato un picco massimo di radon di 66844 Bq/m³, probabilmente il maggiore - o tra i maggiori - finora segnalati in letteratura nel Carso Classico italiano.

In qualche momento, anche la radioattività $\gamma + \beta$ ha raggiunto valori alti (0,65 μ Sv/h nel punto 6 nel luglio 2020) tali da invitare gli eventuali visitatori a non soffermarsi a lungo entro la grotta.

Per tutti questi motivi si ritiene opportuno che il mondo speleologico ripeta queste esperienze in altre cavità del Carso Classico italiano, in modo da avere un quadro significativo del comportamento di CO₂ e radon, nonché della radioattività, nelle cavità a galleria. La disponibilità odierna delle strumentazioni, in grado di monitorare con continuità diversi parametri, rende possibili studi articolati in questo senso.

Lavoro consegnato il 11/06/2021

RINGRAZIAMENTI

Gli autori ringraziano la Multiproject di Gorizia per aver messo a disposizione lo spettrometro gamma utilizzato in questa ricerca. In particolare ringraziano il dr. Franco Varisco e il dott. Fulvio Bisiani per il supporto, i consigli e le consulenze.

BIBLIOGRAFIA

ARPA 2001 - Radiazioni non ionizzanti e ionizzanti, capitolo 3.8. *Rapporto sullo stato dell'ambiente*. Anno 2001, Regione FVG.

ATKINSON T.C. 1977 – Carbon dioxide in the atmosphere of the unsaturated zone: An important control of groundwater hardness in limestones. *Journ. of Hydrology*, 35(1-2): 11-123.

BALDINI J.U.L., BALDINI L.M. McDERMOTT F. & CLIPSON N. 2006 – Carbon dioxide sources, sinks, and spatial variability in shallow temperate zone caves: Evidence from Ballynamindra Cave, Ireland. *Journal of Cave and Karst Studies*, v. 68, no. 1, p. 4–11.

BERENS A.S., DIEM J., STAUBER C., DAI D., FOSTER S. & ROTHENBERG R. 2017 – The use of gamma-survey measurements to better understand radon potential in urban areas. *Sci Total Environ*, 2017 dec 31, 607-698: 888-899. Published on line 2017 Jul 27.

BERGEL S.J., CARLSON P.E., LARSON T.E., WOOD T.C., JOHNSON K.R., BANNER J.L. & BRECKER D.E. 2017 – Constraining the subsoil carbon source to cave-air CO₂ and speleothem calcite in central Texas. *Geochim. et Cosmochim. Acta*, 217 (2017): 112.127.

CAO M., JIANG Y., LEI J., HE Q., FAN J. & ZENG Z. 2019 - Constraining the soil carbon source to cave-air CO₂: evidence from the high-time resolution monitoring soil CO₂, cave-air CO₂ and its δ 13C in Xueyudong, Southwest China. *Biogeosciences Discussions*, march 2019.

CASTELLUCCIO M., GIANNELLA G., LUCCHETTI C., MORONI M. & TUCCIMEI P. 2012 – La classificazione della pericolosità radon nella pianificazione territoriale finalizzata alla gestione del rischio. *Italian Journal of Engineering Geology and Environment*, 2:2012, Sapienza Univ. Editr.

CHIODINI G., CARDELLINI C., DI LUCCIO F., SELVA J., FRONDINI F., CALIRO S., ROSIELLO A., BEDDINI G. & VENTURA G. 2020 – Correlation between tectonic CO₂ Earth degassing and seismicity is revealed by a 10-year record in the Apennines, Italy. *Sciences Advances*, 26 aug. 2020, v. 6, n. 35, eabc 2938.

CHYI L.L., QUICK T.J., YANG T.F. & CHEN C.H. 2010 – The experimental investigation of soil gas radon migration mechanism and its implication in earthquake forecast. *Geofluids* (2010) 10: 556-563.

CIGNA A. 2005 – Radon in caves. *International Journal of Speleology*, v. 34(1-2), 2005.

CIGNA A. 2016 - Alcune considerazioni sul radon in grotta. *Atti Conv. Naz. "La ricerca carsologica in Italia"*, 22-23 giugno 2013, Lab. carsologico sotterraneo di Bossea, Frabosa Soprana, pp. 221-228.

CUCCHI F., GIACOMICH R., COSLOVICH C., GIACOMICH P. & VASCOTTI M. 1996 – Il radon nei calcari e nelle cavità del Carso Triestino. Stato delle conoscenze. *Boll. Soc. Adriatica di Scienze*, vol. LXXVII (1996), pp. 31-47.

CUCCHI F., & PIANO C. a cura di. 2013. Carta geologica del Carso Classico (tratta dalla Carta di sintesi geologica alla scala 1:10.000 – Progetto GEO-CGT) e Brevi Note Illustrative della Carta Geologica del Carso Classico Italiano, con F. Fanucci, N. Pugliese, G. Tunis, L. Zini. Ed. Direzione centrale ambiente energia e politiche per la montagna, Servizio Geologico, Regione Autonoma Friuli Venezia Giulia, Trieste. <http://www.regione.fvg.it/rafvg/cms/RAFVG/ambiente-territorio/tutela-ambiente-gestione-risorse-naturali/FOGLIA201/FOGLIA9/>

DAMBROSI S. 2015 – Indagine sulla presenza di diossido di carbonio in alcune cavità naturali del Carso Classico. Tesi di laurea, anno accademico 2014-2015, Univ. di Trieste, Dip. di Matem. e Geoscienze.

DEL MASCHIO F., GIOVANI C., GARAVAGLIA M. & PICCINI L. 2011 – Anomalie di Radon in Grotta Gigante (Radon in Giant Cave, Trieste, Italy). Conference AIRP, Convegno Nazionale di Radioprotezione (National Radioprotection Conference). Conference paper. Reggio Calabria, Italy, ott. 2011.

EK C. & GEWELT M. 1985 – Carbon dioxide in cava atmospheres. New results in Belgium and comparison with some other countries. *Earth Surface Processes and Landforms*, 10: 173-187.

EK C. & GEWELT M. 2014 – Carbon dioxide in cave air and soil air in some karstic areas of Belgium. A prospective view. *Geologica Belgica*, 17/1: 102-106.

ESPINOSA G., GOLZARRI J.I., VEGA-ORIHUELA E. & MORALES-MALACARA J.B. 2013 – Indoor radon concentration levels in Mexican caves, using nuclear track methodology, and the relationship with living habits of the bats. *J. Radioanal. Nucl. Chem.* 296: 43-48,

ETIOPE G., LOMBARDI S. 1995 – Evidence for radon transport by carrier gas through faulted clays in Italy. *Journal of Radioanalytical and Nuclear Chemistry*. Articles 193, 291-300.

GIOVANI C., CUCCHI F. & NADALUT B. 2007 – La distribuzione della concentrazione di radon indoor in Friuli Venezia Giulia: aspetti geologici. Airp, *Convegno Nazionale di Radioprotezione: Sicurezza e qualità in radioprotezione*. Vasto Marina, 1-3 ottobre 2007. ISBN 88-88648-06-2.

GIOVANI C., GARAVAGLIA M., PIVIDORE S., CUCCHI F. & ZINI L. 2012 – Uso dei sistemi informativi territoriali per lo studio della distribuzione della concentrazione di radon e dei parametri ad essa correlati in Friuli Venezia Giulia. In: *Atti del V Convegno Nazionale "Il controllo degli agenti fisici: ambiente, salute e qualità della vita"*, Novara 6-7-8 giugno 2012, ISBN 978-88-7479-118-7.

GIOVANI C., GARAVAGLIA M., PIVIDORE S., CUCCHI F. & ZINI L. 2013 – Sistemi informativi territoriali: studio dei parametri correlati alla distribuzione di radon indoor in Friuli Venezia Giulia. In: *Bollettino Associazione Italiana di Radioprotezione*, agosto 2013, pp. 29-36.

GREGORIČ A., VAUPOTIČ J. & GABROVŠEK F. 2013 - Reasons for large fluctuation of radon and CO₂ levels in a dead-end passage of a karst cave (Postojna Cave, Slovenia). *Natural Hazards and Earth System Sciences*, 13, 287-297, 2013.

HYLAND R. & GUNN J. 1994 – *Health Physics*. August 1994: 176-179

LINAN C., VADILLO I. & CARRASCO F. 2008 – Carbon dioxide concentration in air within the Nerja Cave (Malaga, Andalusia (Spain)). *International Journal of Speleology* (ediz. ital.), 37(2): 99-106, July 2008.

MARGINEANU R.M. 2019 – Radon measurement in underground mines and caves from several European countries. AIP Conference Proceedings 2076, 050004.

MATTEY D.P., ATKINSON T.C., BARKER J.A., FISHER R., LATIN J.P., DURREL R. & AINSWORTH M. 2016 - Carbon dioxide, ground air and carbon cycling in Gibraltar karst. *Geochim. et Cosmochim. Acta*, 184: 88-113.

MERLAK E. 2020 – Radon e speleonauti. *Sopra e Sotto il Carso*. Rivista on-line, a. IX, n. 7, luglio 2020, pag. 20-25, www.seppenhofer.it.

MORETTI A., FERRINI G., DI SABATINO D. & SCIOCCHETTI G. 2004 - La radioattività nella Grotta di Vaccamorta (Tornimparte, Abruzzo). *GNGTS, Atti 23° Conv. Naz.*, Roma 14-16 dic., pp. 425-428.

RIGGIO A. & SANTULIN M. 2015 – Earthquake forecasting: A review of radon as seismic precursor. *Boll. di Geofis. Teor. e Appl.*, 56(2): 95-114.

SZEGVARY T., LEUENBERGER M.C. & CONEN F. 2007 – Predicting terrestrial 222Rn flux using gamma dose rate as a proxy. *Atmospheric Chemistry and Physics Discussions*, Europ. Geosc. Union, 7(1): 1877-1892.

VADILLO I., BENAVENTE J., CARRASCO F., SOLER A. & LIÑAN C. 2010 - Isotopic (13C) Signature of CO₂ Sources in the Vadose Zone of a Mediterranean Karst (Nerja Cave Site, Southern Spain). In: *Andreo B., Carrasco F., Durán J., LaMoreaux J. (eds) Advances in Research in Karst Media*. Environmental Earth Sciences, Springer, pp. 463-468.

VASCOTTO M., CUCCHI F., GIACOMICH R. & GIACOMICH P. 1998: Radioattività naturale sul Carso Triestino. *Alpi Giulie*, 92/1, pp. 39-54.

ZORZENON G., & CANCIAN G. 1993 – Le acque di percolazione nel Carso Goriziano: chimismo, temperatura e stima della dissoluzione dei calcari. *Le Grotte d'Italia*. Atti XVI Congr. Naz. di Speleol. (4) XVI, 1992-1993, pp. 225-236.

Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste	62	2021	33-42	X 2021	ISSN: 0335-1576
---------------------------------	----	------	-------	--------	-----------------

DID POST-EOCENE PYCNODONTS ACTUALLY EXIST?

LUIGI CAPASSO

University Museum – State University “Gabriele d’Annunzio” of Chieti and Pescara – Piazza Trento e Trieste, 1 –
66100 Chieti, Italia – www.museo.unich.it lcapasso@unich.it

Riassunto – L’autore affronta la questione della possibile sopravvivenza dei Piconodonti, pesci fossili attualmente completamente estinti, in periodi più recenti dell’Eocene. Nonostante che la letteratura corrente ponga al Priaboniano il limite superiore di estensione stratigrafica di questi pesci, esistono alcune segnalazioni di resti di Piconodonti in rocce dell’Oligocene e del Miocene. Alcune di queste segnalazioni si riferiscono a materiali attualmente andati perduti, come ha dimostrato l’attuale ricerca. Tuttavia, alcuni ulteriori materiali inediti sembrano riaprire la questione e lasciano aperta la possibilità che, almeno localmente, piccole colonie di Piconodonti abbiano potuto realmente sopravvivere al termine dell’Eocene.

Parole chiave: Piconodonti, Estinzione, Post-Eocene

Abstract – The author discusses the question of the possible survival of Pycnodonts – fossil fish currently completely extinct – beyond the Eocene. Despite the fact that the current literature places the upper limit of stratigraphic distribution of these fishes at the Priabonian, there are some reports of remains of Pycnodonts in the Oligocene and Miocene rocks. Some of these reports refer to specimens currently lost, as current research has shown; but some further unpublished materials seem to re-open the question and leave open the possibility that local and small colonies of Pycnodonts could actually survive after the end of the Eocene.

Key Words: Pycnodonts, Extinction, Post-Eocene

1. – Introduction

The Pycnodonts represent a group of fossil fish that are today completely extinct, although they flourished over a very long period of the Earth’s history. They lasted from at least the Ladinian (end of Middle Triassic) to at least the Priabonian (end of the Eocene), which represents a period of about 200 Ma. During this time, the Pycnodonts occupied an important position in the aquatic vertebrate fauna, with their presence extended all over the world; indeed, these fish thrived in marine, brackish and freshwater habits. Many lived in shallow, reef, environments with many of the swimming adaptations common to reef fish (Nursall, 2010), some probably lived in the open water, with a pelagic life (*Gyrodus spp.*; Kriwet & Schmitz, 2005), some were benthonic (*Coccodus*), some were probably cryptic (*Ichthyoceros*), and some occupied, at last temporarily, the freshwater environments (Cavin *et al.*, 2020). Their large orbital size suggests that some were nocturnal (*Gyrodus hexagonus*) (Nursall, 2010). Some served as prey (Everhart, 2007), and some others were predators of other fish (Kölbl-Ebert *et al.*, 2018; Capasso, 2019), and finally, most were probably armed with an anatomically complex poisonous apparatus (Capasso, 2018).

To give an idea of the impressive biodiversity to which Pycnodonts rose during their very long history, we can simply note that 552 species pertaining to 97 different genera have been described to date. So, in summary, the Pycnodonts were a successful and significant component of the fauna and ecosystems in which they lived throughout the Mesozoic and lower Cenozoic eras (Nursall, 2010).

During this time, the Pycnodonts underwent some remarkable changes to their body shape, even if only single and almost always isolated species have been

described. However, through this they also maintained a remarkable constancy in their general body *bauplan*. In particular, their teeth have maintained an almost constant morphology, from the Middle Triassic to the Upper Eocene, even though they served to procure and process a diet made up of very different foods (from molluscs to fish), in varied environments. This thus demonstrates their great functional adaptability, while they remained within an almost anatomical monotony.

Moreover, the adaptive capacity of the Pycnodonts is definitively demonstrated by their survival through at least two global mortality crises: at the end of the Triassic, and at the end of the Cretaceous (the so-called K-Pg boundary). Following these two events, the Pycnodonts only showed significant demographic decreases in their populations. Their success, however, is demonstrated by the expansions of population size through a series of adaptive radiations. This allowed the Pycnodonts to occupy all of the marine waters of the Earth, with the exception of the seas around Australia, and also to adapt to life in some continental waters, and in brackish and freshwater habitats.

In the end, the extinction of the Pycnodonts occurred equally, probably because they lost out in the biological and ecological competition with the new forms of fish - the Teleosts - the adaptive abilities of which outweighed those of the Pycnodonts.

The question of whether the Pycnodonts survived beyond the end of the Eocene is evidently linked to the possible evidence of fossil remains dated to the Late Cenozoic. In relation to this, it must be underlined that the species that should be a candidate to represent the Upper Cenozoic Pycnodonts must correspond to at least the following two characteristics: (i) it must come from geological contexts that can be dated with certainty; and (ii) we must be certain that it is the remains of a true Pycnodont.

It must be recognized that in terms of these two requirements, at the present state of our knowledge, the number of finds described in the literature that can satisfy these are actually very few, although they do exist, as indicated in the following lines.

2. – Possible Oligocene Pycnodonts

In the literature, there are only the following two reports of possible remains of the Pycnodonts from rock that has been judged to be dated to the Oligocene.

- 1 *Pycnodontiformes indeterminate*: reported by Koch (1904) from the laminated platting slate and the greyish white pebble slate unearthed on Mount Gellérthegey, on the outskirts of Budapest, Hungary, on the occasion of excavations for a new water tank. Koch (1904) described this fish in some detail, which was the trunk without the tail, with a total maximum height of 15 centimeters. However, he was not able to determine its classification, as he said: “*Von den übrigen Genera der Pycnodonti weicht der Fisch vom Gellérthegey noch mehr ab, und läßt sich somit in keine derselben einreihen.*” (“*The fish from the Gellérthegey it is not comparable with any*

other genera of the Pycnodonts, and therefore it cannot be classified as any one of them.”).

- 2 *Pycnodus gosseleti*: described by Winkler (1880) (quoted by Woodward, 1885) on the basis of a partial dentition from the Oligocene clay of Limbourg, Belgium. Woodward (1985) commented on this specimen with the following words: “*Probably not Pycnodont*”, but without any direct examination of the fossil.

On the occasion of the preparation of this paper, I tried to trace the enigmatic Hungarian find. Colleagues Dr. Klára Paloás and Dr. László Makádi, from the Mining and Geological Survey of Hungary, in Budapest, have searched extensively for this find and have ruled out that it is still kept in their Institute. Also, Dr. István Szente, from the Institute of Geology and Palaeontology of the Eötvös University in Budapest, also searched patiently and long for the find described by Prof. Anton Koch, but he was not able to find it. Dr. István Szente himself told me that, “*The specimen studied by Koch seems to be lost, unfortunately. Koch left a well-arranged collection when he retired in 1913. His successor (Imre Lörenthey), however, passed away very untimely in 1917, and the Department of Palaeontology at Budapest did not acquire any of this until 1953. In this period, the collection suffered severe damage.*” On the other hand, in two separate papers of Wilhelm Weiler (1933, 1938) described and published the Oligocene fish fauna of the same Buda Hills locality, and there were no remains of Pycnodonts, not even a single tooth. These bibliographical references, therefore, tend to exclude that there were actually Pycnodonts in the Oligocene of the surroundings of Budapest.

Regarding the dental remains described by Winkler (1880) as *Pycnodus gosseleti*, it must be said that they were in a private collection, that of Dr. Jules-Auguste Gosselet, of which after almost 150 years I have not been able to find any trace.

3. – Possible Miocene Pycnodonts

In the literature, there are two more reports of dental remains attributed to the Pycnodonts, here collected from rocks that were certainly of the Miocene age. While assuming that there is no possibility of excluding that the Pycnodonts did live up to such recent times, the mention of these two finds really only has the value of scientific completeness here.

- 1 *Pycnodus carolinensis*: described by Emmons (1858) on the basis of fragments of dentition from the Miocene of North Carolina, U.S.A..
- 2 *Pycnodus dutempley*: described by Rouault (1858) (quoted by Woodward, 1885) on the basis of fragments of dentition from the Miocene of Saint Juvat, near Dinan, Côtes-du-Nord, France.

Finally, we remember here that Slaughter (1966) reported the presence of fossil remains named as “*Mesodon*” *tyroidea* that were collected in the Pleistocene sands of Moore Pit, Texas. Some recent authors have interpreted these as remains pertaining to the Pycnodonts.

On the contrary, I can verify that the “*Mesodon tyroidea*” cited by Slaughter (1966) consists of a shell of a terrestrial mollusc, also named as *Polygyra tyroidea*, and thus it has not relationship with the Pycnodonts.

4. – Possible new materials

To these citations in the literature, we must also add some further specimens, that has not been described to date.

1 - The first one was found on the occasion of the research that was carried out to put together this paper. This unpublished specimen was recognized at the Museo di Palaeontologia dell’Università di Firenze, thanks to activity of the Dr. Elisabetta Cioppi, as described in the following lines. It is a posterior tooth of the prearticular dentition of a large specimen (the isolated tooth is about 18 mm long) of a *Pycnodontiformes undetermined*. It was collected from the so-called “*Lecce stone*”, a white limestone that surfaces widely in Salento, in the province of Lecce, southern Italy, and that has been used for centuries for building; this certainly dates to the Miocene. Traces of the characteristic matrix are still clearly visible around the root of the tooth (Figure 1). This finding was acquired by the collections of the Museo di Palaeontologia dell’Università di Firenze in 1868, and it originally belonged to the collection of Dr. Major (no. 4888).



Fig. 1: This isolated tooth pertains certainly to the posterior region of a prearticular of a Pycnodont. The original label written by the first collector, Dr. Major, said: “*Miocene, near Lecce, Otranto*”. And in fact, the matrix still contained within the root of the tooth is evidently of yellowish calcarenite, locally called “*Lecce stone*” of the Miocene, which is well known to palaeontologists for its marine fossils. This specimen (maximum length of the tooth = 18 mm ca.) was recently found on the occasion of this research thanks to the collaboration of Dr. Elisabetta Cioppi (Museum of Palaeontology, University of Florence; n. 4888).

Fig. 1: Questo dente isolato appartiene certamente alla regione posteriore di un prearticolare di un picnodonte indeterminato. L’etichetta originale scritta dal primo collezionista, il dottor Major, riportava la seguente dicitura: “*Miocene, vicino Lecce, Otranto*”. Ed infatti la matrice ancora contenuta all’interno della radice del dente è evidentemente di calcarenite giallastra, chiamata localmente “*pietra leccese*” del Miocene, ben nota ai paleontologi per i suoi fossili marini. Questo esemplare (lunghezza massima del dente = 18 mm circa) è stato recentemente rinvenuto in occasione di questa ricerca grazie alla collaborazione della Dott.ssa Elisabetta Cioppi (Museo di Paleontologia, Università di Firenze; n. 4888).

2 - A second specimen pertained to the old “*Capasso Public Collection*” (CPC #1912), there is a find that points in the same direction. This is an isolated tooth of a Pycnodont, where the ancient label indicates that it comes from the volcanic “*tuff*” of Nikolskoe village, Bering Island, Commander Archipelago, Russia. This tooth (Figure 2) was acquired by the Collection between 1915 and 1916, but its collection might also have been from much earlier, and there is no chronological reference that provides any indication of the presumed geological context of the find. However, it has recently been established that the first phase of formation of Bering Island volcanic rock would refer to the end of the Eocene. The only sedimentary and volcano-sedimentary rock on the Island of Bering are the polyfacial deposits of Nikolskaya suite (which consist of the conglomerato-breccias, tuff-breccias, and tuff-conglomerates), and the Komandorskaya series (which consists of the Preobrazhenskaya suite, Gavanskaya suite, Gavrilovskaya suite, and Poludennaya suite) (Borsuk *et al.*, 1984). These sediments were recently dated to the Oligocene, and also contain abundant fossil remains of terrestrial animals and plants (i.e., fossil wood, leaves), as recently reported on by Geologist Alexey Perelygin on the official website of the Commander Islands (<http://komandorsky.ru/en/geology-mysteries-2019.html>). Dr Perelygin confirmed that the dating of these volcanic tuffs that outcrop on the Island of Bering would indeed be the Oligocene.



Fig. 2: This isolated tooth pertains certainly to a Pycnodont as was collected in 1915-16 in the “*tuff*” near the village of Nikolskoe, Island of Bering, Commander Archipelago, that recently was dated to the Oligocene (maximum length of the tooth = 7 mm ca.). CPC #1912.

Fig. 2: Questo dente isolato appartiene sicuramente ad un picnodonte, sebbene indeterminato; esso è stato raccolto nel 1915-16 nel “*tuffo*” affiorante nei pressi del villaggio di Nikolskoe, nell’Isola di Bering, Arcipelago Commander; questa formazione recentemente è stata datata all’Oligocene (lunghezza massima del dente = 7 mm ca.). CPC #1912.

5. – General remarks on the hypothetical post-Eocene Pycnodonts

With regard to the possible presence of Pycnodonts during the Oligocene and Miocene, I must first of all consider that for 123 years, we believed that the Pycnodonts had become extinct in the Bartonian, so around 40 million years ago. This belief was based on the work of Priem (1897), who had described dental remains of the species *Pycnodus mokattamensis* at Gebel Mokattam, in Egypt. Only in 2019 did Voss *et al.* discover a prearticular of a Pycnodont that belonged to the same species as that described by Priem (1897). This was in a nearby field in Wadi Al Hiton, in Egypt, which was certainly dated to the Priabonian, so to about 34 million years ago. This recent discovery prolongs the survival of the Pycnodonts in the Tethys over time, to show that they certainly lived in these seas until the end of the Eocene.

Therefore, today, in light of these new data, it does not seem so unlikely that the Pycnodonts were still sporadically present in the Oligocene in Hungary. However, unfortunately the only specimen described – as we have seen – has been definitively lost, making it impossible today to verify the brief and superficial description made by Prof. Antoni Koch in 1904.

Even the ancient discovery coming from the Commander Arcipelago, therefore, reinforces the doubt that some of the Pycnodonts might have survived during the Oligocene in small isolated populations. However, this does always depend on whether the location of the collection of the sample in question was correctly reported and whether these provisional dates are correct, and assumes that the tooth did not come from secondary sedimentation. What is certain is that this find that refers to a certainly continental sedimentary palaeo-environment is also the northernmost discovery of the Pycnodonts known today.

There is still, however, the specimen found by Dr. Elisabetta Cioppi in the Museum of Florence. It is undoubtedly a Pycnodont tooth, and the matrix of which there are traces is almost certainly the soft calcarenite that surfaces in Salento, near the city of Lecce. This has been dated certainly to the Miocene, as the Burdigalian–Langhian–Tortonian stages. It is equally true that this stone has been excavated for centuries in the quarries around the city of Lecce, with it used for all of the relevant monuments that were built, which now represent the architectural heritage known as “*Lecce Baroque*”. No remains of the Pycnodonts have ever been described here, although thousands of fossils of fish, reptiles and marine mammals characteristic of this rock have been found and described by many serious specialists.

These same identical doubts, moreover, have been in place since 1868; i.e., since this find that belonged to the collection of Dr. Major was acquired in the collections of the Museo di Paleontologia dell’Università di Firenze. In fact, on the original cardboard support, Dr. Major had written “*Miocene, near Lecce, Otranto*”. However, when the finding was acquired in Florence, the word “*Miocene*” was cancelled, and a new label was superimposed on the old one. This new label bears the following emblematic wording: “*Molto difficile che questo dente di Pycnodonte sia stato rinvenuto nel Miocene; presumibilmente esso deve provenire dal calcare cretaceo, che affiora a breve distanza da Lecce*” (which means: “*Very difficult that*

this Pycnodont tooth was found in the Miocene; presumably it must have come from the Cretaceous limestone, which crops out a short distance from Lecce”) (Figure 3). I am not so sure that we can permanently erase the word “*Miocene*” from the history of the Pycnodonts.



Fig. 3: When the specimen presented in the Figure 1 was taken charge by the collection of the Museo di Paleontologia dell’Università di Firenze in 1868, the word “*Miocene*” was cancelled, and a new label was superimposed over the old one. This new label bears the following wording: “*Molto difficile che questo dente di Pycnodonte sia stato rinvenuto nel Miocene; presumibilmente esso deve provenire dal calcare cretaceo, che affiora a breve distanza da Lecce*” (which literally means: “*It is very difficult that this Pycnodont tooth was found from the Miocene; presumably it must have come from the Cretaceous limestone, which crops out a short distance from Lecce*”). This specimen was recently found on the occasion of this research thanks to the collaboration of Dr. Elisabetta Cioppi (Museum of Palaeontology, University of Florence; n. 4888).

Fig. 3: Quando l’esemplare presentato nella Figura 1 fu preso in carico dalla collezione del Museo di Paleontologia dell’Università di Firenze, nel 1868, la parola “*Miocene*” fu cancellata dall’antico cartellino e una nuova etichetta fu sovrapposta a quella vecchia. Questa nuova etichetta riporta la seguente dicitura: “*Molto difficile che questo dente di Pycnodonte sia stato rinvenuto nel Miocene; esso deve provenire dal calcare cretaceo, che affiora a breve distanza da Lecce*”. Questo esemplare è stato recentemente rinvenuto in occasione di questa ricerca, grazie alla collaborazione della Dott.ssa Elisabetta Cioppi (Museo di Paleontologia, Università di Firenze; n. 4888).

Perhaps we should all remember that we had categorically admitted that the Coelacanth was completely extinct at the end of the Cretaceous, to be sensationally corrected in 1938 by a fisherman who found a living specimen in his net when it was pulled to the surface while fishing in the waters near the mouth of the Chalumna River.

6. – Conclusion

In conclusion, there is – at the present state of our knowledge – no evidence that these reports can be confirmed or denied in terms of their validity in support of the sporadic presence of the Pycnodonts in the Oligocene, and even in the Miocene. The paleontological evidence shows that the Pycnodonts developed their biological continuity from the end of the Middle Triassic (Ladinian) to the end of the Eocene (Priabonian). This does not exclude the possibility that they might have survived sporadically in some strictly localised enclaves. After all, we paleontologists must not miss the historical example of the Coelacanth, which are fish that were considered to be extinct for a long time, but which were discovered unexpectedly to be still alive today in a restricted ocean area off the coast of Madagascar. Thus one lucky, and absolutely unexpected, fishing trip suddenly revised our long-held secular beliefs.

Lavoro consegnato il 20/12/2020

ACKNOWLEDGEMENTS

There are some colleagues who have helped me so much in my searching for and examining of important materials for the realization of this study: Dr. Klára Paloás and Dr. László Makádi of the Mining and Geological Survey of Hungary in Budapest; Dr. István Szente, of the Institute of Geology and Paleontology of the Eötvös University di Budapest; and Dr. Elisabetta Cioppi, palaeontology expert at the Museum of Natural History of the University of Florence.

REFERENCES

- BORSUK, A.M., TSVETKOV, A.A., ZHURAVLEVZ, D.Z. & CHERNYSHEV, I.V. (1984). The Evolution of the Aleutin Island Arc Magmatism. *Proceedings of the 27th International Geological Congress, Moscow 4-14 August 1984 – Petrology: Igneous and Metamorphic Rocks*. VNU Science Press, Utrecht, The Netherland **9**: 67-84.
- CAPASSO L. (2018). The flank bar-scales in Pycnodontiformes, Berg (1937): morphology, structure, evolutionary significance, and possible functional interpretation as venom apparatus. *Bollettino del Museo Civico di Storia Naturale di Verona, Geologia Paleontologia Preistoria* **42**: 21-42.
- CAPASSO, L. (2019). Palaeontological evidence of piscivorous habits of some Pycnodonts from the Middle Cenomanian of Lebanon. *Thalassia Salentina* **41**: 89-108.
- CAVIN, L, GARCIA, G., VALENTIN, X. (2020). A minute freshwater pycnodont fish from the Late Cretaceous of southern France: Palaeoecological implications. *Cretaceous Research* **106** doi.org/10.1016/j.cretres.2019.104242
- EMMONS, E. (1858). Report of the North Carolina Geological Survey. Agriculture of the Eastern Counties; together with Descriptions of the Fossils of the Marl Beds. - Reprint in part (1969) in: *Bulletin of the American Paleontological Society* **56** (249): 57-230.
- EVERHART, M. J. (2007). Remains of a pycnodont fish (Actinopterygii: Pycnodontiformes) in a coprolite; An upper record of *Micropycnodon kansasensis* in the Smoky Hill Chalk, Western Kansas. *Kansas Academy of Science, Transaction* **110** (1/2): 35-43.

KOCH, A. (1904). Kleine paläontologische Mitteilungen. *Földtani Közöny* **34**: 365-368.

KÖLBL-EBERT, M., EBERT, M., BELLWOOD, D.R., SCHULBERT, C. (2018). A Piranha-like Pycnodontiform Fish from the Late Jurassic. *Current Biology* **28**: 1-6.

KRIWET, J. & SCHMITZ, L. (2005). New insight into the distribution and palaeobiology of the 583 pycnodont fish Gyrodus. *Acta Palaeontologica Polonica* **50**: 49–56.

NURSALL, J.R. (2010). The case for pycnodont fishes as the fossil sister-group of teleosts. In: Nelson, J.S., Schultze, H.-P. & Wilson, M.V.H. (Eds.): *Origin and Phylogenetic Interrelationships of Teleosts*. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München, p. 37-60.

PRIEM, F. (1897). Sur les poissons de l'Eocene du Mont Mokkatam (Egypte). *Bulletin del la Société Géologique de France*, **25**: 212-227.

SLAUGHTER, B.H. (1966). The Moore Pit local fauna; Pleistocene of Texas. *Journal of Paleontology* **40** (1): 78-91.

VOSS, M., ANTAR, M.S.M., ZALMOUT, I.S., GINGERICH, P.D. (2019). Stomach contents of the archaeocete *Basilosaurus isis*: Apex predator in oceans of the late Eocene. *PLoS ONE* **14**(1): e0209021. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0209021>

WEILER,W. (1933). Két Magyarországi Oligocénkorü Halfauna. *Geol. Hung., Ser. Palaentologica* **11**: 1-10.

WEILER,W. (1938). Neue Untersuchungen an Mitteloligozänen Fischen Ungarns. *Geol. Hung., Ser. Palaentologica* **15**: 1-30.

WOODWARD, A. S. (1895). *Catalogue of the Fossil Fishes in the British Museum (Natural History)*. Trustees of the British Museum, pt. III, p. 189-284.

Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste	62	2021	43-62	X 2021	ISSN: 0335-1576
---------------------------------	----	------	-------	--------	-----------------

THE PLATYSOMIFORMES AND THE ORIGINS OF THE PYCNODONTIFORMES

LUIGI CAPASSO*, AMANDA CANTRELL†

*Director of the University Museum, State University “G. d’Annunzio” – Piazza Trento e Trieste, n. 1 – 66100 Chieti (Italy) – E-mail: l.capasso@unich.it

†Owner, Badlands Scientific Expeditions LLC – 24 Chamisa Loop, Edgewood, New Mexico (USA) – E-mail: amanda.cantrell@outlook.com

Abstract – The authors take into consideration general morphological analogies of the skeleton, coating of scales, and dentition that exist between the Pycnodontiformes and the Platysomiformes. Through analysis of new fossil samples, the authors establish that the characters showing similarities between the two groups are at least the following: (i) structure of vertebrae, (ii) post-abdominal bone, (iii) squamation reduced to bar-scale; furthermore, the structure and arrangement of the teeth is also compared between the two groups. The existence of these anatomical and structural analogies allow us to re-propose the opinion by earlier authors (Agassiz, Egerton, Young, Stensiö, Berg, Gardner) that the Paleozoic ancestors of the Pycnodontiformes would have had close anatomical, structural and ecological affinities to those of some fish close to the Platysomiformes.

Key Words: Pycnodonts, Origins, Platysomiformes

Riassunto – Gli autori prendono in considerazione le analogie morfologiche generali dello scheletro, del rivestimento di squame e della dentatura che esistono tra i Pycnodontiformi ed i Platysomiformi. Attraverso l’analisi di nuovi campioni fossili, gli autori stabiliscono che i caratteri che mostrano somiglianze tra i due gruppi sono almeno i seguenti: (i) struttura delle vertebre, (ii) osso post-addominale, (iii) squamazione ridotta a piccole barre; inoltre, tra i due gruppi viene confrontata anche la struttura e la disposizione dei denti. L’esistenza di queste analogie anatomiche e strutturali permette di riproporre l’opinione di autorevoli autori precedenti (quali Agassiz, Egerton, Young, Stensiö, Berg, Gardner), secondo cui gli antenati paleozoici dei Pycnodontiformi avrebbero avuto strette affinità anatomiche, strutturali ed ecologiche con quelle di alcuni pesci vicini ai Platysomiformi.

Parole chiave: Pycnodonti, Origine, Platysomiformi

1. – Introduction: the question of the origins of Pycnodonts

Pycnodonts represent a homogeneous group of fossil fishes, completely extinct today, that flourished from the Ladinian (Middle Triassic) (DALLA VECCHIA & CARNEVALE, 2011) to the Priabonian (Eocene) (VOSS *ET AL.*, 2019), a period of over 200 million years. During this time, Pycnodonts occupied an important position in the aquatic vertebrate fauna, extending their presence all over the world. In fact, independent of their phylogeny (NURSALL, 2010), Pycnodonts thrived in marine, brackish, and freshwater habitats; some lived in shallow reef environments, developing several of the swimming adaptations common to reef fishes; some lived a pelagic, open-water life (*Gyrodus spp.*, KRIWET & SCHMITZ, 2005); some were benthonic (*Coccodus armatus*), some cryptic (*Ichthyoceros*), and some occupied, at last temporarily, a freshwater environment (CAVIN *ET AL.*, 2020). Large orbital size suggests that some members were nocturnal (*Gyrodus hexagonus*); some served as prey (EVERHART, 2007), and some were predators of other fishes (KÖLBL-EBERT *ET AL.*, 2018 and CAPASSO, 2019); finally, most were probably armed by an anatomically

complex poisonous apparatus (CAPASSO, 2018). In summary, the Pycnodonts were a successful and significant component of the faunas and ecosystems in which they lived throughout the Mesozoic Era (NURSALL, 2010).

From an anatomical point of view, Pycnodonts represent a relatively uniform group, and were characterized by a laterally compressed body, a more or less rounded outline, posteriorly placed dorsal and anal fins, and by elongated snouts with well-developed durophagous dentition.

From a systematic point of view, Pycnodonts are a strong monophyletic group, even within the Pycnodontiformes. Despite that, they represent a well-defined monophyletic assemblage where high homoplasy was demonstrated (although somewhat unexpected in a supposedly anatomically uniform group). As demonstrated by POYATO-ARRIZA & WENZ (2002) there are puzzling combinations of primitive and derived characteristics, and convergence are especially abundant. Pycnodonts are a highly homoplastic group and reversions occur frequently.

During their over 200 million year presence around the globe, the Pycnodonts developed remarkably diverse forms, with many dozen fossil genera and hundreds of fossil species being described in the last two centuries.

Notwithstanding great attention by paleontologists, and a high number of scientific papers on the subject, the origins and reasons for the rapid extinction of these fishes remain completely obscure.

On the subject of the origins of these fishes, we should consider that NURSALL (2010) demonstrated that the fossil monophylum Pycnodontomorpha represents the final flowering of a lineage originating in a common ancestor with the crown group Teleostomorpha. This supposed common ancestor probably lived during the Early Triassic, but could go back to the Late Paleozoic (Permian or Upper Carboniferous).

The morphological characteristics that should mark this common ancestor were hypothesized by NURSALL (2010), as the differentiation between Pycnodontomorpha and Teleostomorpha was originally presumed to be concentrated in the mandibular and rostro-maxillary-ethmoid regions. But what could be the anatomical characters that distinguished the oldest ancestors of the Pycnodontiformes? And, above all, which fossil fishes from the Upper Palaeozoic could be suspected of representing relatives closest to the most ancient ancestors of the Pycnodontiformes?

In this study the authors examine in detail the anatomy of some skeletal and dental characters of the Upper Carboniferous, Permian and Lower Triassic Platysomiformes (including Bobasatraniiiformes); this is done both by taking the point of view of many ancient and authoritative authors, such as AGASSIZ, EGERTON, YOUNG, STENSIÖ, BERG, GARDINER, and also by examining new well preserved specimens recently collected and studied by the authors. The new observations, combined with the old ones, provide comparison with similar characters that are typical of Pycnodontiformes, and that should be interpretable as its precursors in the Platysomiformes.

2. – The relationships between *Platysomus*, *Amphicentrum*, *Bobasatrania*, sister genera and Pycnodontiformes: a historical overview

Platysomus was established by Louis AGASSIZ (1833-43). He assigned to the genus five new species, *P. gibbosus*, *P. rhombus*, *P. striatus*, *P. macrurus* and *P. parvus*, all based on specimens from England and Germany; Agassiz placed the new genus among the “*Lepidoids*”. Moreover, Agassiz provided a reconstruction of *Platysomus* that was largely incorrect, especially regarding the post-cranial skeleton (Figure 1): no trace of the notochord was reported in this drawing, and the vertebral column appeared as a sequence of completely ossified metamers. This interpretation appears to be wrong due to the fact that all specimens examined by Agassiz had their bodies covered in scales, preventing the correct evaluation of the morphology of the vertebral column and its state of ossification. Because of the imperfect material studied by Agassiz an academic discussion about the true systematic position of the genus *Platysomus* was necessary.

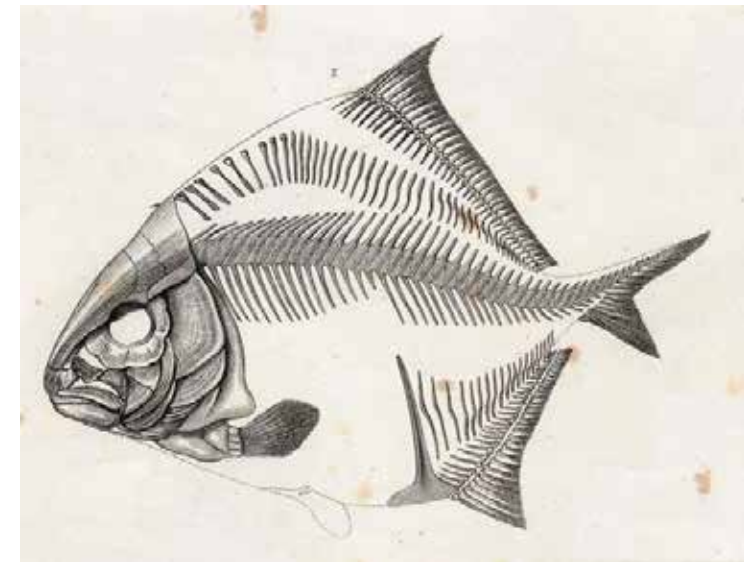


Figure 1: Schematic reconstruction of the skeleton of *Platysomus* by Louis Agassiz, reproduced in Plate D of volume 2 of his treatise “*Reserches sur les Poissons Fossiles*”, Neuchâtel, 1833-43.

The first change in the classification of the group in which *Platysomus* belongs was proposed by Sir P. G. EGERTON (1849), who outlined the numerous affinities of the genus *Platysomus* with the Pycnodonts. On the bases of new specimens collected in the Permian magnesian limestone of the Raisby Formation of Ferryhill (Durham)

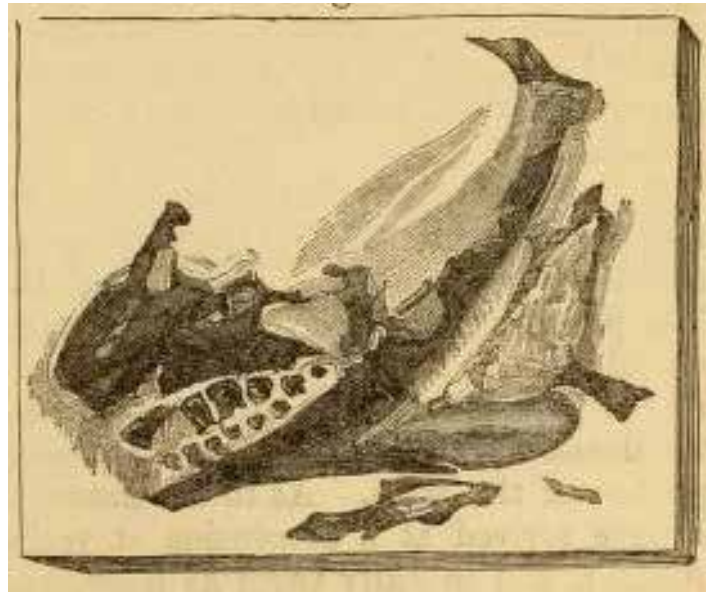


Figure 2: Specimen of *Platysomus* collected from the Permian magnesian limestone of the Raisby Formation of Ferryhill, Durham, UK, which allowed Sir Philip Egerton to describe in detail the anatomy of the masticatory apparatus, the morphology and arrangement of teeth in this genus of fossil fish, highlighting the analogies with the Pycnodonts. From EGERTON (1849).

(Figure 2), Sir Egerton demonstrated superposition of tooth morphology and setting, and the true nature of the emapophyses of the *Platysomus*, initially compared by Agassiz to the V-shaped sternal ribs of the Clupeiform fish. Sir Egerton communicated to Prof. Agassiz his idea that *Platysomus*, on the bases of many characters of teeth and skeleton, pertained to the Pycnodonts, and reported the answer received from Agassiz, demonstrating that Agassiz himself fully shared the observations raised by Sir Egerton, and shared the idea that the genus *Platysomus* should be considered a Pycnodont. Sir Egerton reports the text of the answer received from Louis Agassiz and we believe that this represents a very important document in the historical interpretation of the systematics of the Platysomiformes. Here is the text of Agassiz reported by EGERTON (1849):

“I quite agree with you in the propriety of combining the genus Platysomus with the Pycnodonts; for some time past I had, indeed, been impressed with the great difference there is between that genus and the others of the family in which it stands, and I now feel that my only reason for putting it there was the heterocerqual form of tail, a character which could not fail to produce a vivid impression upon my mind when first discovered, but which I now expect to find in fishes of various families

in the oldest geological ages, as well as everywhere in the youngest state of our actual fishes in their embryonic growth. The teeth, as you mentioned, are conclusive evidence for placing Platysomus with the Pycnodonts. Let me now point out to you another evidence of this relation in the form of the skeleton, especially of the apophyses before the dorsal. The specimens of Platysomus in the museum in Munich show some good portion of the skeleton, and in my mind I now compare them to the skeleton of the small Pycnodus rhombus, without detecting any difference. Pray institute the comparison upon a safer ground that recollection, and let me know when you find. You know under what circumstances the fossil fishes have been worked out, and as a matter of course I must expect to see daily important additions made to the edifice of which I have only the foundation.”

It is striking how the great authority of Louis Agassiz is nearly apologetic to Sir Egerton for not recognizing the dental and skeletal morphologies that make it necessary to classify *Platysomus* among the Pycnodonts.

John YOUNG (1866) takes up the question of the systematic position of *Platysomus*, which had become the central genus of a group of forms of the Upper Palaeozoic, and at the time was elevated to the rank of “family”. To the “family” of Platysomidae YOUNG (1866) adds a new genus, *Amphicentrum*. All of Young’s work is devoted to describing the relationships and analogies of Platysomidae with related fossil fishes, as the title of his work unequivocally demonstrates: *“On the affinities of Platysomus and allied genera.”* In the context of these complex comparisons, YOUNG (1866) shows that the new genus *Amphicentrum* is the one which, in the context of Platysomidae, demonstrates the closest and most convincing relationships with the Pycnodonts. In particular, YOUNG (1866) points the attention to the structure of the internal skeleton, both in *Amphicentrum* as well as in Pycnodonts, present a persistent notochord, “with well ossified arches”, and the conspicuous analogies in the teeth shape and arrangement; as the same YOUNG (1866) underline that the most important characteristic that serves to exclude *Amphicentrum* to the “family” of Pycnodonts is the ventral fin, that is completely absent in his new Carboniferous genus.

In 1932 the group of Platysomiformes acquired a more modern configuration, as WHITE (1932) described the new genus *Bobasatrania*, based on fossil specimens from the Lower Triassic of Madagascar. In the same year, STENSIÖ (1932) described the species *Bobasatrania groenlandica*, based on fossils found in the Triassic limestone of the eastern Greenland. Furthermore, Stensiö also attributed the species *Bobasatrania nathorsti* from the island of Spitzbergen, to the same genus, which he himself described in 1921 as belonging to the genus *Platysomus*. Finally, more recently BÖTTCHER (2014) attributed to the genus *Bobasatrania* the tooth plates described as *Colobodus hogardi* by Agassiz in 1843 (from the Muschelkalk of Lorraine, France) as well as *Colobodus scutaus* by Gervais in 1852 (from the Muschelkalk of Craillseim, Germany)(see Figure 11 B). He STENSIÖ (1932) identified and underlined all the features of *Bobasatrania*’s dental and skeletal anatomy that closely linked this genus to the Pycnodonts; in particular, STENSIÖ (1932) also emphasized some anatomical features of the cranial bones. In fact, in *Bobasatrania*

we observe a pre-operculum divided into two separate bones, one inferior and one superior, placed in front of a very reduced operculum: this structure is believed to be quite characteristic of the Pycnodontiformes.

BERG (1947), in his fundamental work, redefined the order of the Pycnodontiformes by clearly pointing out the relationships, based on stringent structural analogies, between this order and the Platysomiformes (which today also include the Bobasatraniiiformes). These analogies concern, first of all, the morphology and the arrangement of the teeth, the subdivision of the pre-opercle, the general morphology of the body – flattening in the lateral sense and with a sub-circular profile – the persistence of a well-developed notochord along the vertebral column.

Finally GARDINER (1958, 1960, 1963, 1993), and GARDINER *ET AL.* (1996), related the Pycnodonts with Bobasatraniiiformes as their presumed ancestral taxon, comparing in detail, with a long series of scientific works, many anatomical characters.

This long scientific discussion, lasting for over a century among the world's leading experts on fossil fish, shows that in the Upper Carboniferous and Permian seas there lived small, flat-bodied and round-profile fish that had anatomical analogies, but probably also functional and ecological super-positions, with the Pycnodonts, whom would have existed in the Triassic, Jurassic, and most prolifically of all, during the Cretaceous time period where they rise to their maximum expansion.

3. – The question of possible Paleozoic Pycnodontiformes

In 1979 SÁNCHEZ & BENEDETTO describe *Archaeopycnodon riveroi* based on a specimen collected in the limestone of the so called “Palmarito Formation” outcropping near Carache, a locality between Carona and Trujillo, Los Andes, West Venezuela, and dated to the Upper Pennsylvanian-Lower Permian, as fossil remains pertaining to Pycnodontiformes fish. The new genus and species was established on a single sample representing a Pycnodont-like dentition. Notwithstanding that this report appears completely out of the chronological range of the Pycnodonts, it is important to underline that both the anatomy of the fossil remains as well as the stratigraphic location of the rock that includes it, are absolutely convincing. On the stratigraphic point of view, one of the authors (Dr. Gianluigi Benedetto) was a great expert of geology in Venezuela, applied to the “División Exploraciones” of the “Ministerio de Energía y Minas” of the Venezuela Government. On the morphological point of view, the pictures that the authors present are absolutely convincing. We have little doubt that the described specimen represents a left pre-articular, with four series of rounded teeth, of a typical Pycnodontiformes, despite the articular region being missing (Figure 3). Unfortunately, nearly half a century has passed since this discovery and no new specimens have been collected to support the presence of Pycnodonts in the Upper Carboniferous of South America.

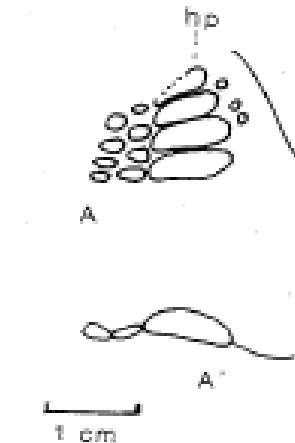


Figure 3: Schematic drawing of the pycnodont-like dentition of *Archaeopycnodon riveroi* SÁNCHEZ & BENEDETTO (1979), found in the limestone of the Palmarito Formation, near Carache, Los Andes, Venezuela, and dated to the Upper Pennsylvanian–Lower Permian (modified from SÁNCHEZ & BENEDETTO, 1979).

4. – Triassic and Jurassic forms

The unquestionably oldest Pycnodontiform appears during the Ladinian (Middle Triassic) with a series of fossil fish, more or less synchronic, and distributed in North and Central Europe. The first fossils pertaining to the Pycnodontiformes consist of both complete skeletons and isolated dentitions. From a palaeoenvironmental point of view, all these Triassic Pycnodontiformes are known from marine deposits of both the northern Tethys margin (what is now northern Italy and Austria), and from the epicontinental sea deposits of France, Belgium and Luxembourg.

There are five or six formal species of Pycnodonts that appear in nearly the same time (Norian); we briefly describe them in chronological order of publication.

Gyrodus milinum was described by J. HENRY (1876) from Rhetian (Upper Triassic) limestone of Grozon (Jura department in the Franche-Comté), France, and consists of isolated teeth. Specimens were collected in association with a typical Upper Triassic fauna, composed especially by molluscs and corals, indicating a reef environment. More recently these teeth were interpreted as possibly pertaining to Colobodontids or Perleidids (DELSATE & KRIWT, 2004), but direct examination of the material was not conducted.

Eomesodon hoferi was described by GORJANOVIC-KRAMBERGER (1905) from the Norian limestone of Hallein, near Salzburg (Austria). This species represents the first

complete Pycnodontiformes described and illustrated through both the dentition, and cranial and post-cranial skeleton (Figure 4). Additional remains of the same species were also collected in Triassic limestone of the Val Brembana, Lombardy (North Italy)(TINTORI, 1981).

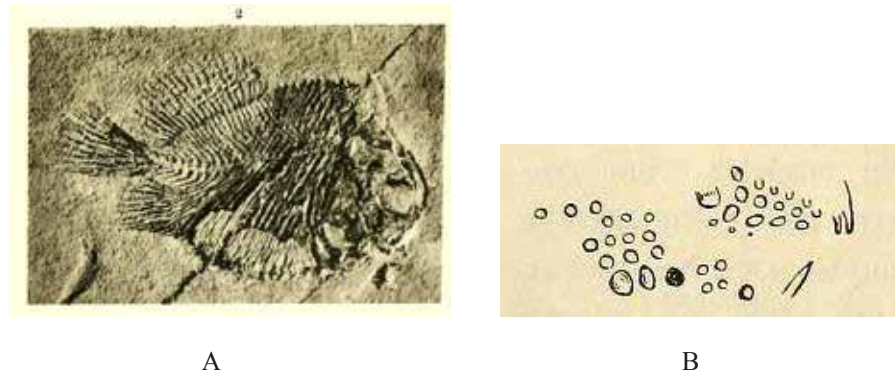


Figure 4: A: The first photographic reproduction of a Pycnodont, which refers to the first description of a Pycnodont from the Triassic, *Mesodon hoeferi*, collected near Salzburg, Austria, and published by Professor Dragutin Gorjanovic-Kramberger in 1905. B: detail of the dentition.

Brembodus ridens and *Gibbodon cenensis* are two species collected in the Norian (Upper Triassic) limestone of Cene, Lombardy (TINTORI, 1981); *Brembodus ridens* is known through a quantity of very well preserved material representing the best studied of the Triassic Pycnodonts. *Gibbodon cenensis* is known through three specimens preserved as articulated, more or less complete individuals.

In the so-called “Dolomia di Forni”, an Upper Norian (so-called “Alaunic” stage) dolomitic outcropping in a locality along the right bank of the Seazza stream and a few kilometers south of the village of Preone (province of Udine, north-eastern Italy), some excavations conducted in 1988 by the Friulian Museum of Natural History of Udine have produced complete specimens of Pycnodonts (Figure 5). These specimens are of a small size (about 3.5 cm in total length), are not well preserved, and have been attributed to the genus *Gibbodon*, but are currently subject to anatomical and systematic study (DALLA VECCHIA, 2012).

A single tooth of a undetermined pycnodont was described by CUNY & RAMBOER (1991) from the Upper Triassic limestone of Saint-Nicolas-de-Port, in the Meurthe-et-Moselle département, in north-eastern France.

Isolated teeth and dentitions are known, but not described, from the so called *Rhaetic Rocks* outcropping at the Aust Cliff, near the end of the Bristol Channel. These Pycnodont remains are part of a fossil assemblage that includes shark and

fish teeth, scales and coprolites, fragments of Ichthyosaur and Plesiosaur bones, and invertebrate fossils, including clams and oysters (as reported by DELSATE & KRIWET, 2004).

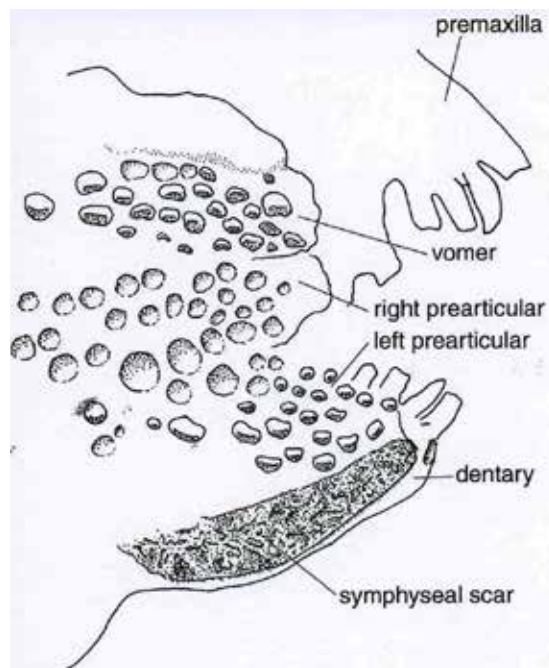


Figure 5: An undetermined Pycnodontiformes collected in the “Dolomia di Forni” near Preone (province of Udine, north-eastern Italy), dated to the upper Noric. Total length = 3.5 cm. Friulian Museum of Natural History, no. 13810. Courtesy of Dr. Giuseppe Muscio.

The “*Val Garza species*” represents a undescribed species of Pycnodont, collected in the Norian deposits of Val Garza, near Brescia, North Italy. This primitive Pycnodontiform is represented by eight specimens, all more or less incomplete, that were reported, but not described by BRUNETTI *ET AL.* (2001). Brunetti declared that a description was in progress, but approximately 20 years has passed and this very important species remains almost unknown today, except for the brief description and figures published by NURSALL (2010).



A



B

Figure 6: B: The so-called “*Val Garza species*”, the oldest Pycnodont known today, from the Lower Norian of Val Garza, Brescia, northern Italy. Museo Civico di Storia Naturale di Brescia, n. VG04. Courtesy of Dr. Paolo Schirolli. B: detail of the dentition.

Isolated teeth and a complete prearticular dentition of a undetermined species of Pycnodontiform was collected in the Norian sands of Habay-la-Vieills, Belgium and described by DELSATE & KRIWET (2004).

Isolated teeth and a partial dentition of an undetermined species of Pycnodontiform was collected in the Norian dolomitic marls of Medernach, Luxembourg and described by DELSATE & KRIWET (2004).

The Early and Middle Jurassic fossil records of pycnodontiforms in the aftermath of the Triassic-Jurassic mass extinction event is, by comparison, scarce. As reported by STUMPF *ET AL.* (2020), just two species have been described from the Early Jurassic. At least twelve nominal species have been described from the Middle Jurassic, most represented by isolated vomerine and prearticular dentitions, rendering their identification difficult. Consequently, most of the Early and Middle Jurassic Pycnodontiformes species are dubious and its need of revision. Despite the scarcity of published Jurassic specimens, we assume that Early and Middle Jurassic Pycnodonts were widespread, existing in nearly all of the marine environments, and that preservational or collection bias is to blame for the lack of specimens in the fossil record.

Since the Triassic Pycnodontiformes come from marine deposits of both the northern Tethys margin (what is now northern Italy and Austria), and from epi-continental sea deposits (what is now France, Belgium and Luxembourg), we assume that the origin of the Pycnodontiformes is geographically localized in correspondence of Tethys, and its epi-continental basins. During the Early and Middle Jurassic, despite the fact that the number of published genera are limited, the Pycnodontiformes spread: in fact, in addition to remaining endemic in the Tethys basin, they are found in the fossil state at south of the Tethys, just to Congo (TAVERNE, 2019), as well as at east of the Tethys, just to Thailand (CAVIN, *et al.*, 2007).

5. – Additional specimens suggest a relationship between the Pycnodontiformes and Late Pennsylvanian Platysomiformes

A series of new specimens of *Amphicentrum jurgenai* ZIDEK 1992, were recently collected by one of us (A.C.) in the world-famous Kinney Quarry Lagerstätte, Manzanita Mountains, New Mexico USA. The Kinney Quarry is positioned stratigraphically low in the Tinajas Member of the Atrasado Formation, and is dated to the Late Pennsylvanian (middle Missourian) by LUCAS *et al.* 2011. This locality is one of the most studied and best known sites for collecting exceptionally well preserved Late Pennsylvanian fish specimens anywhere in the world. The Platysomiform genera formally described from Kinney include *Platysomus*, *Amphicentrum* and *Bobasatrania*. Thin laminations and the fine-grained texture of sediments, coupled with near-perfect mineralization of the fossil bones, make viewing even the most minute details of fossils skeletons from the Kinney Quarry possible.



Figure 7: Detail of the vertebral column of *Amphicentrum jurgenai* from the late Pennsylvanian of the Manzanita Mountains, New Mexico, U.S.A., to show the absence of an ossified vertebral centra (photo by L.Capasso).



Figure 8: Specimen of *Chirodus (Amphicentrum) cf. C. persanae* from the Stark Shale Member of the Dennis Formation, Nebraska (U.S.A.). This specimen almost completely lost its flake cover during the tanatocoenosis process, which highlights the skeleton. Note the presence of a large post-coelomatic bone (asterisks). Courtesy of Dr. John Hedley, The Natural Canvas Company, San Mateo, California, U.S.A. (photo by L.Capasso).



Figure 9: Detail of the covering of flakes in the dorsal region of a specimen of *Amphicentrum jurgenai* from the late Pennsylvanian of the Manzanita Mountains, New Mexico, U.S.A.. The scales are reduced to scale-bars, and are thin and short, twisted in on themselves and embracing one to the other, to form direct dies back-ventrally. (photo by L.Capasso).

In addition, we consider a single specimen of *Chirodus (Amphicentrum) cf. persanae*, collected in the Hansen Quarry, Papillon, Nebraska (U.S.A.). The specimen was recovered from the Stark Shale Member of the Dennis Limestone and is dated to the Late Pennsylvanian (HATCH & LEVENTHAL, 1992; AKANDI, 2008). It is particularly interesting because, for taphonomic reasons, the individual completely lost its squamation, showing the internal structure of the skeleton.

The new specimens documented here serve to demonstrate a series of anatomical details, never before recognized, that corroborate the relationship between the Platysoimiformes and the Pycnodontiformes. In particular, we consider the following three characters: (i) the structure of the vertebrae and its apophysis, (ii) the post-abdominal bone, and (iii) the squamation reduced to simple bar-shaped scales.

Structure of vertebrae – *Amphicentrum* is characterized by the persistence of a well-developed notochord. Our observation demonstrates the absence of vertebral centra, but rather, well perichondrally ossified neural arches and basiventralia. Each centra appears to have a rhomboid shape, strictly connected with the dorsal and ventral apophysis (Figure 7). The notochordal space is very large, a character not observed by AGASSIZ (1933-43)(see Figure 1).

Post-abdominal bone – A robust bone close posteriorly to the abdominal cavity in *Amphicentrum* is developed vertically and parallel to the last ribs (Figure 8). This bone lifts the ventral profile of the fish posterior the anus with a special shaped scale (post-anal scale).

Squamation reduced to bar-shaped scales – The dermal scales in *Amphicentrum* are reduced to very thin, dorso-ventrally elongated bony bar-shaped scales (Figure 9). These scales are near monomorphic, near circular in middle transversal section, and fusiform. These bar-shaped scales are arranged in a dorso-ventrally oriented series starting from each side of the dorsal ridge. Each bar-shaped scale is in contact with the superior scale (except for the more dorsal scales), and with the inferior scale one (except for the more ventral ones). A notable overlapping exists between one scale with the other along the same dorso-ventral series, and no strict contact exist between each anterior scale with the posterior one, and vice-versa (Figure 9). These scales cover nearly the entire dorsal half of the body.

6. – Analysis of the anatomical characters of Platysomiformes interpretable as possible precursors of similar characters in the Pycnodontiformes, and their functional, ecological and evolutionary significance

Between Platysomiformes and Pycnodontiformes there are clearly relevant anatomical differences, mainly in the structure and arrangement of the bones of the skull, both of the dermocranium and the internal skull. These differences are profound and recent computer-assisted phyletic analysis techniques have provided great phylogenetic value. Nonetheless, it cannot be omitted that modern Cladistic analysis is based on characters selected by analysts and which, once established, are often not visible in many of the available fossil specimens leading to a large quantity of fossil remains being excluded from analysis. Cladistic analysis can only contribute, with limited information, to the understanding of the clade, its structure and its relationships, including evolutionary ones. Therefore, the purpose of the discussion that we present here is only to address the question of the structural analogies between Platysomiformes and Pycnodontiformes on an exclusively morphological basis, being fully aware of the limits of this comparison, but equally not wanting to underestimate the value of the analogies which, in the already largely speculative field of research into the origins of the Pycnodonts, have great circumstantial value.

Various ancient and some modern authors (for example: GARDINER *ET AL.* 1996) consider the main morphological characteristics relating the Platysomiformes to the Pycnodontiformes to be the general body shape and the structure of the dentition. A laterally flattened and round-shape profile is a morphology that first appeared during the Late Carboniferous in some marine fish. Preceding these new round and flattened fish, the marine ichthyofauna was composed of spindle-shaped fish, representing the only body pattern present in the pelagic fish of the Paleozoic era. Slowly, this

innovative morphology spread and was adopted by an increasing number of genera in the Upper Carboniferous and Permian (MICKLE & BADER, 2009).

Numerous paleontological studies dedicated to the subject have shown that, in pelagic fish, a fusiform body morphology allows excellent speed and quick release performance in swimming, but is associated with poor maneuverability. On the contrary, fish with a flattened body and a rounded profile are actually slower in swimming, but they have great maneuverability (BACKLE, 2004). The latter function being very useful in the reef environment where, due to confined spaces, it is more important to maneuver to conquer safe and protected areas, rather than competing with predators by moving away from the reefs using swimming sprint and speed (WALKER *ET AL.*, 2013).

Platysomiformes were some of the first pelagic fish to adopt a flat and round-shaped profile, and all the major genera that adopted this schema rapidly conquered a relevant position as important components of the characteristic fish fauna of the Upper Paleozoic reefs (MICKLE & BADER, 2009). *Platysomus*, *Amphicentrum*, *Cheirolepis*, *Bobasatrania*, *Ecrineosomus*, *Ebanaquia*, are the major representatives of this strategy, and were successful over a very long time, between the Middle Carboniferous to the Middle Triassic Periods.

In addition to Platysomiformes, other types of fish, such as *Dapedium*, adopted the same body pattern and occupied the same ecological niches. The main difference between *Dapedium* and the various genera that represent Platysomiformes are in the squamation. *Dapedium* has ganoin scales, a substance similar to enamel (ZYLBERBERG *ET AL.*, 1997), very resistant and very compact; the individual scales are very robust and are strongly connected to each other, forming an almost tenacious armor, effectively protecting the fish from attack. This, however, represented a protective scheme that many paleontologists have defined “archaic”, that is, a heavy armor, which limited the movements of the fish, slowing down swimming speed and reducing maneuverability (WEBB, 1984). The *Dapedium* were remarkably successful and developed throughout the Jurassic period, but paleontological evidences clearly indicates that their heavy scaling did not serve to protect them from all predators. In fact, some predators likely specialized specifically in the capture the *Dapedium* and did it successfully. This being inferred from the large amount of *Dapedium* flakes found in the coprolites of many marine reptiles (such as the Ichthyosaurs) (BUCKLAND, 1835) and from the presence of regurgitalites composed of clusters of *Dapedium* scales expelled by reptiles that fed on these fish during the Jurassic period (Figure 10).

Platysomiformes adopted the same body structure, but with a much lighter squamation than *Dapedium*. The scales are mainly bony, that is, they consisted of a porous and light substance. In this context, the new observations we report here suggest that by the Upper Carboniferous some forms of Platysomiformes had already adopted a squamation made up of very light, filiform bony scales. In the *Amphicentrum jurgenai*, as we have shown, this squamation is reduced to such an extent that it closely resembles the bar-shape scales of the more advanced Pycnodontiformes.



Figure 10: Ichthyosaur regurgitation composed almost exclusively of ganoid flakes of *Dapedium sp. ind.*; from the Jurassic of Lyme Regis, England (photo by L.Capasso).

In this context of data, we hypothesize that some Platysomiformes had lightened their squamation as to make the maneuverability of their body in the narrow spaces of the cliffs even more efficient, adding the advantage of having a very lightened, and therefore easier, body to move in a quick swim, without losing muscle strength moving a heavy ballast. Certainly this anatomical scheme, with its resulting greater functional efficiency, could have exposed these fish more to their predators, but equally certainly it was a successful body-plan, since it was then adopted and perfected by the Pycnodontiformes, beginning in the Late Triassic. CAPASSO (2018) hypothesized that Pycnodontiformes employed part of their lightened squamation as a poisonous organ, likely used as an additional defense mechanism.

Two anatomical structures and functional potentialities of Late Carboniferous Platysomiformes precede, but will later characterize, the Pycnodontiformes: the general shape of the body (additionally the posterior position of the dorsal and anal fins) and a very lightened squamation composed by modern-type, osseous scales. These anatomical structures could be linked to the same new requirements of functional anatomy, deriving from the adopted laterally flattened body structure and the circular profile with median fins posteriorly positioned, and the presence of a post-abdominal bone.

The post-abdominal bone is present in both Platysomiformes and Pycnodontiformes, and has the specific function of strengthening the posterior edge of the abdominal

cavity. In fish that have a particularly flattened general body shape, the thickness of the musculature of the codal pedicel is very small. Also, the movement of lateral fluctuation of the tail produces traumatism that tend to separate the musculature of the right side from that of the left side, which are clearly separated both from the hemapophysis of the caudal vertebrae, and from the axonostei of the codal fin (BLAKE, 2004). In living Zeiform fishes, for example, this bone is very well developed and is an anatomical expression characteristic of a laterally flattened fish (BERG, 1947). Many Pycnodontiformes possess this characteristic skeletal element (POYATO-ARIZA & WENZ, 2002), which is also present in all the Bobasatraniiiformes (*Bobasatrania*, *Ecrineosomus*, *Ebanaqua*). We observe the presence of post-abdominal bones in the *Amphicentrum* specimens published here, whose skeletons are almost completely void of a scaly coating allowing for detailed examination of the internal anatomy.

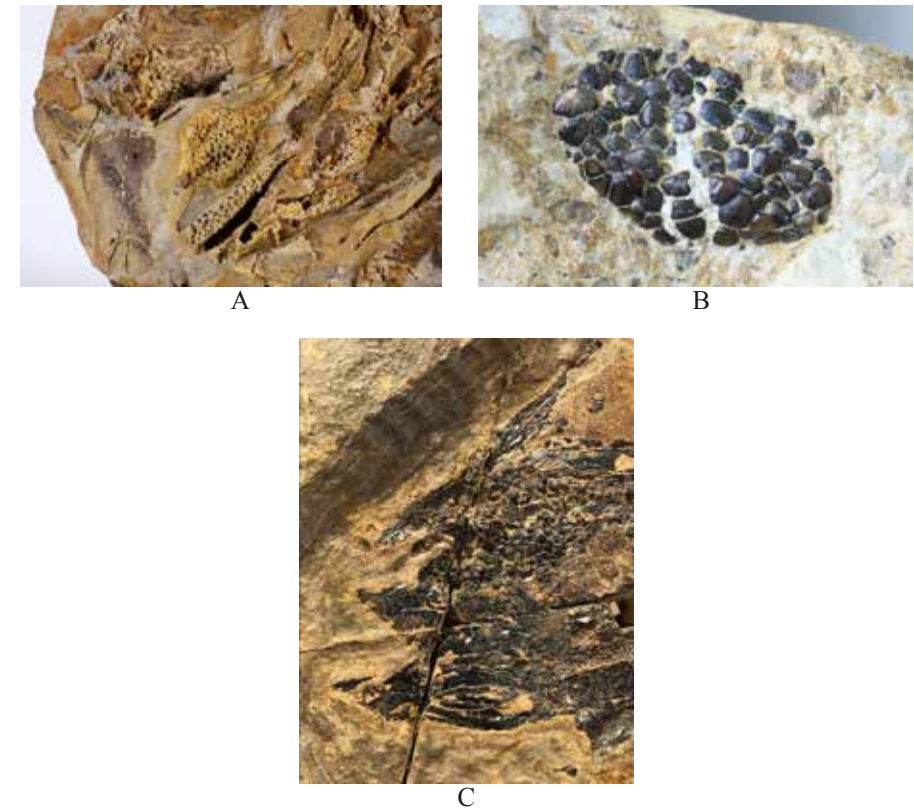


Figure 11: Mouth region with detail showing the dental morphology in *Bobasatrania mahavavica* from the Triassic of Madagascar (A); *Bobasatrania scutata* tooth superior plate from the Middle Triassic of southern Germany (B); and in *Platysomus schultzei* from the Carboniferous of New Mexico (C) (photos by L.Capasso).

We conclude that common characters between the Pycnodontiformes and the Platysomiformes demonstrate a functional convergence between the two groups. The post-abdominal bone is the adaptation, deriving from the need to adopt a more appropriate swimming model for fish with flat, rounded bodies with very posterior dorsal and anal fins. Thorough study of analogies in the morphology and structure of the dentition, mentioned several times by previous workers, are warranted. We note that although Pycnodontiformes tooth arrangement is different from Platysomiform tooth arrangement, dental morphology is widely variable (Figure 11) and it clearly shows that both groups fed on hard foods and shared a similar if not the same ecological niche.

7. – Conclusion

Pycnodontiforms represent a highly derived group of Actinopterygii, whose oldest representatives are certainly found in the Upper Triassic, but whose origins – together with those of the Neopterygians in general – represent the origin of the modern Teleostei and certainly rest somewhere in the Permian or Upper Carboniferous. The Platysomiformes of the Upper Carboniferous were among the first fish to adopt a deep-bodied, laterally compressed and nearly circular outline, with posteriorly positioned dorsal and anal fins. They also possessed a durivorous dentition and occupied an ecological niche in reef habitats, attributes later shared by the Triassic Pycnodonts. A series of anatomical characteristics and their functional implications presented in this paper demonstrate that many analogies exist between Platysomiformes and Pycnodontiformes: general body shape, posteriorly positioned fins, very lightened squamation, and post-abdominal bone. All this suggests that the presumed Paleozoic ancestors of the precursor of the Pycnodontiformes had to be anatomically and systematically close to the Platysomiformes, a newly emerging model of Neopterygian fish.

8. – Additional Note

The fossil specimens examined and described in this work belong to the “Capasso Public Collection”. The CAPASSO Public Collection is legally registered by a decree of the Ministero per i Beni e le Attività Culturali under the date of October 11th 1999, following the disposition of the Italian law 1089/39. The specimens of this collection were also subject to prescription in order of conservation and availability to the studies on the basis of the article 30 of the Italian law N° 42/2004. The fossil specimens examined and described in this work are the following six, the provenance of which is described in detail in the text and in the figures indicated below:

Figure 7: CPC # S-1872 *Amphicentrum jurgenai*

Figure 8: CPC # S-1950 *Chirodus cf. persanae*

Figure 9 and Figure 11 B: CPC # S-1832 *Amphicentrum jurgenai*

Figure 10: CPC # S-777 *Ichthyosaurus undetermined*

Figure 11 A: CPC # S-1899 *Bobasatrania mahavavica*

Figure 11 B: CPC # S-1946 *Bobasatrania scutata*.

Lavoro consegnato il 12/04/2021

QUOTED BIBLIOGRAPHY

- AKANBI, O.T., 2008, *Paleoclimate and geochemical variation of the Stark Shale Member, Dennis Formation (Missourian), Mid-Continental North America*. Thesis in Geosciences, Texas Tech. University.
- BERG, L.S., 1947, Classification of fishes, both recent and fossil. *Travaux de l'Institut Zoologique de l'Académie des Sciences de l'URSS*, **5** (2): 1-345.
- BLAKE, R.W., 2004, Fish functional design and swimming performance. *Journal of Fish Biology*, **65** (5): 1193-1222.
- BRUNETTI, M., LOMBARDO, C., SCHIROLLI, P. & TINTORI, A., 2001, The new early Norian fish fauna from Garza Valley (Brescia – N. Italy). – In Tintori, A. (Editor), Abstract Book, III: *International Meeting of Mesozoic Fishes: Systematic, Paleoenvironments and Biodiversity*: 13; Milano (Unimi).
- BÖTTCHER, R., 2014, Phylloodont tooth plates of *Bobasatrania scutata* (Gervais, 1852) (Actinopterygii, Bobasatraniiiformes) from the Middle Triassic (Longobardian) Grenzbonebed of southern Germany and eastern France, with an overview of Triassic and Palaeozoic phylloodont tooth plates. *N. Jb. Geol. Paläont. Abh.*, **274** (2-3): 291-311.
- BUCKLAND, W., 1835, On the discovery of coprolites or fossil faeces in the Lias at Lyme Regis, and in other formations. *Transactions of the Geological Society of London (Second Series)*, **3**: 223-236.
- CAPASSO L., 2018, The flank bar-scales in Pycnodontiformes, Berg (1937): morphology, structure, evolutionary significance, and possible functional interpretation as venom apparatus. *Bollettino del Museo Civico di Storia Naturale di Verona, Geologia Paleontologia Preistoria*, **42**: 21-42.
- CAPASSO, L., 2019, Palaeontological evidence of piscivorous habits of some Pycnodonts from the Middle Cenomanian of Lebanon. *Thalassia Salentina*, **41**: 89-108.
- CAVIN, L., DEESRI, U. & SUTEETHORN, V., 2009, The Jurassic and Cretaceous bony fish record (Actinopterygii, Dipnoi) from Thailand. In: BUFFETAUT, E., CUNY, G., LE LOEUFF, J. & SUTEETHORN, V. (Eds), Late Palaeozoic and Mesozoic Ecosystems in SE Asia. *Geological Society, London, Special Publications*, **315**: 125-139.
- CAVIN, L., GARCIA, G. & VALENTIN, X., 2020, A minute freshwater pycnodont fish from the Late Cretaceous of southern France: Palaeoecological implications. *Cretaceous Research*, **106**.
- CUNY, G. & RAMBOER, G., 1991, Nouvelles données sur la faune et l'âge de Saint-Nicolas-de-Pont. *Rev. Paléobiol.*, **10**: 60-78.
- DALLA VECCHIA, F.M., 2012, *Il Friuli 215 milioni di anni fa – gli straordinari fossili di Preone, finestra su un mondo scomparso*. Comune di Preone Editor, pp. 1-224.
- DALLA VECCHIA, F. & CARNEVALE, G., 2011, Ceratodontoid (Dipnoi) calvarial bones from the Triassic of Fuseum, Carnic Alps: The first Italian lungfish. *Italian Journal of Geosciences (Bollettino della Società Geologica Italiana)* **130** (1): 128-135.
- DELSATE, D. & KRIWET, J., 2004, Late Triassic pycnodont fish remains (Neopterygii, Pycnodontiformes) from the German basin. *Eclogae geol. Helv.*, **97**: 183-191.
- EGERTON, SIR P.G., 1949, Palichthyologic Nore. No. 2 – On the Affinities of the Genus *Platysomus*. *Quarterly Journal of the Geological Society of London*, **5**: 329-332.
- EBERT M., KÖLBL-EBERT M., LANE J.A., 2015 – Fauna and Predator-Prey Relationships of Ettlting, an Actinopterygian Fish-Dominated Konservat-Lagerstätte from the Late Jurassic of Southern Germany. *Plos One*, DOI: 10.1371/journal.pone.0116140
- GARDINER, B.G., 1958, The affinities of the Pycnodontidae – XV. *Internat. Congr. Zool., Sept. V, Paper 7*: pp 3.

- GARDINER, B.G., 1960, A revision of certain actinopterygian and coelacanth fishes, chiefly from the Lower Lias- *Bull. Brit. Mus. (Natural History), Geol.*, **4** (7): 239-384.
- GARDINER, B.G., 1963, Certain palaeoniscoid fishes and the evolution of the snout in actinopterygians. *Bull. Bri. Mus. (Nat. Hist.), Geology*, **8** (6): 255-325.
- GARDINER, B.G., 1993, Osteichthyes: basal actinopterygians. In: BERTON, M.J. (Ed.): *The Fossil Records*, **2** (35): 611-619. London, Chapman & Mall Publishers.
- GARDINER, B.G., MAISEY, J.G. & LITTLEWOOD, D.T.J., 1966, Interrelationships of basal neopterygians. In: STIASSNY, M.L.J., PARENTI, L.R. & JOHNSON, G.D. (Eds.): *Interrelationships of Fishes*. pp 117-146. Academic Press, San Diego.
- GORJANOVIC-KRAMBERGER, K., 1905. Die obertriadische Fischfauna von Hallein in Salsburg. *Beiträge zur Paläontologie Österreichs Ungarns und des Orients*, **18**: 123-224.
- HATCH, J.R. & LEVENTHAL, J.S., 1992, Relationship between inferred redox potential of the depositional environment and geochemistry of the Upper Pennsylvanian (Missourian) Stark Shale Member of the Dennis Limestone, Wabouncee Country, Kansas, USA. *Chemical Geology*, **99**: 65-82.
- HENRY, J., 1876, L'Infralias dans le Franche-Comté. *Soc. Émul. Doubs*, **10**: 285-476.
- MICKLE, K.E. & BADER, K., 2009, A new platysomid from the Upper Carboniferous of Kansas (USA) and remarks on the systematics of the deep-bodies lower actinopterygians. *Acta Zoologica*, **9** (Suppl. 1): 211-219.
- NURSALL J.R., 1996, The phylogeny of pycnodont fishes. In Arratia, G. and Viohl, G. (Eds.): *Mesozoic Fishes, Systematics and Palaeoecology*: 125-152. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München.
- NURSALL J. R., 1999b, The pycnodontiform bauplan: The morphology of a successful taxon. In ARRATIA, G. & SCHULTZE, H.-P. (Eds): *Mesozoic Fishes 2 – Systematics and Fossil Record*, 189–214. München: Verlag Dr. Friedrich Pfeil.
- NURSALL, J.R., 2010, The case for pycnodont fishes as the fossil sister-group of teleosts. In: Nelson, J.S., Schultze, H.-P. & Wilson, M.V.H. (Eds.): *Origin and Phylogenetic Interrelationships of Teleosts*. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München; pp 37-60.
- POYATO-ARIZA, F.J. & WENZ, S., 2002, A new insight into pycnodontiform fishes. *Geodiversitas*, **24** (1): 139-248.
- SÁNCHEZ, T.M. & BENEDETTO, G., 1979, Una dentición de tipo pycnodontiforme del Paleozoico de los Andes de Venezuela. *GEOS, Revista Venezolana de Ciencias de la Tierra*, **25**: 13-18.
- STENSIÖ, E., 1932, Triassic Fishes from East Greenland collected by the Danish expeditions in 1929-1931. *Meddelelser om Grønland*, **83**(3): 1-305.
- STUMPF, S., ANSORGE, J., PFAFF, C. & KRIWET, J., 2020, Early Jurassic diversification of Pycnodontiform fishes (Actinopterygii, Neopterygii) after the end-Triassic extinction event: evidence from a new genus and species, *Grimmenodon aureum*. *Journal of Vertebrate Paleontology*, **37** (4): 1-14.
- TAVERNE, L., 2019, A horny pycnodont fish (Pycnodontiformes) in the continental Middle Jurassic (Stanleyville Formation) of the Democratic Republic of Congo. *Geo.-Eco.-Trop.*, **43**: 25-34.
- TINTORI, A., 1981, Two new Pycnodonts (Pisces, Actinopterygii) from the Upper Triassic of Lombardy (N. Italy). *Riv. It. Paleont. Strat.*, **86**: 795-824.
- VOSS, M., ANTAR, M.S.M., ZALMOUT, I.S., GINGERICH, P.D., 2019, Stomach contents of the archaeocete *Basilosaurus isis*: Apex predator in oceans of the late Eocene. *PLoS ONE* **14**(1): e0209021. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0209021>
- WALKER, J.A., ALFARO, M.E., NOBLE, M.M. & FULTON, C.J., 2013, Body Fineness Ratio as a Predictor of Maximum Prolonged-Swimming Speed in Coral Reef Fishes. *PLoS ONE*, **8** (10).
- WHITE, E.I., 1932, On a new Triassic fish from North-east Madagascar. *Journal of Natural History*, **10**: 80-83.
- WEBB, P.W., 1984, Form and function in fish swimming. *Scientific American*, **251**: 58-68.
- YOUNG, J., 1866, On the affinities of *Platysomus* and allied genera. *Quarterly Journal of the Geological Society of London*, **22**: 301-317.
- ZYLBERBERG, L., SIRE, J.-Y. & NANJI, A., 1997, Immunodetection of amelogenin-like protein in the ganoine of experimental regenerating scales of *Calamoichthys calabaricus*, a primitive actinopterygian fish. *The Anatomical Record*, **249** (1): 86-95.

Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste	62	2021	63-84	X 2021	ISSN: 0335-1576
---------------------------------	----	------	-------	--------	-----------------

LE *ORCHIDACEAE* DI BARREA (PROV. L'AQUILA E PARCO NAZIONALE D'ABRUZZO, LAZIO E MOLISE)

AMELIO PEZZETTA (1), MARIO PELLEGRINI (2)

1 – Via Monteperalba 34 – 34149 Trieste. E-mail: fonterossi@libero.it

2 – Colle Sant'Angelo 3 – 66041 Atessa (Ch). E-mail: mario.pellegrini@tiscali.it

Riassunto – Il territorio comunale di Barrea occupa la superficie di 89,96 km², è situato nell'alta valle del Sangro, in Provincia dell'Aquila e nel Parco Nazionale d'Abruzzo, Lazio e Molise. Il suo territorio, completamente montuoso, è costituito da ambienti variegati con un ricco mosaico di formazioni vegetali. Nel presente saggio, tenendo conto delle osservazioni degli autori, delle informazioni inedite di appassionati e studiosi, delle fonti bibliografiche e dei dati ricavati da vari siti web, è riportato e discusso un elenco floristico aggiornato comprendente tutte le *Orchidaceae* presenti nell'area di studio. Nel complesso sono segnalate 54 tra specie e sottospecie a cui si aggiungono 11 ibridi interspecifici. L'analisi corologica ha mostrato che nell'area prevale il contingente Mediterraneo seguito da quello Eurasiatico.

Parole chiave: *Orchidaceae* checklist, Barrea, L'Aquila, Abruzzo spettro corologico.

Abstract – The *Orchidaceae* of Barrea The municipal area of Barrea, in the upper valley of the Sangro river, is included in the Province of L'Aquila, within the National Park of Abruzzo, Lazio and Molise. Its territory, completely mountainous, is made up of varied environments with a rich mosaic of plant formations. This work, based on direct study in the field, on a bibliographic research and unpublished reports presents an updated check-list of all *Orchidaceae* including 54 species and subspecies of *Orchidaceae*, and 11 interspecific hybrids, are reported in the area. A chorological analysis of this flora highlights the prevalence of the Mediterranean contingent followed by the Eurasian one.

Keywords: orchid checklist, Barrea (L'Aquila, Abruzzo), chorological spectrum

1. – Introduzione

Le orchidee spontanee sono piante che per la bellezza e biologia complessa suscitano notevole interesse e sono osservate e studiate da amatori, botanici professionisti e gruppi organizzati. In Italia i Comuni di Mattinata (Prov. Foggia), Osoppo (Prov. Udine) e Palena (Prov. Chieti) hanno fatto delle orchidee spontanee un importante emblema comunale che contribuisce alla valorizzazione e promozione turistico-territoriale.

Tenendo conto dell'importanza che si attribuisce a tale famiglia di piante, del fascino che suscita e della necessità di approfondirne le conoscenze, nel presente saggio si è voluto compilare una checklist comprendente tutte le sue entità che sono segnalate nel territorio di Barrea per il quale al momento attuale sull'argomento non esiste nessun lavoro monografico specifico.

2. – Inquadramento dell'area d'indagine

Il Comune di Barrea occupa la superficie di 89,96 km², si trova nell'alta valle del Sangro, in Provincia dell'Aquila e nel Parco Nazionale d'Abruzzo, Lazio e Molise (PNALM).

Il suo territorio è situato all'interno di un'ampia conca circondata da una corona di montagne che superano 2200 metri d'altitudine e culminano all'altitudine di m. 2285 del Monte Greco.

Il centro abitato di Barrea si è sviluppato per allargamento di un nucleo primitivo costituito da vari edifici circostanti un convento-fortezza che fu fondato dai monaci benedettini tra il X e XI secolo su un ripido pendio, posto all'altitudine di 1.060 metri. Attualmente esso ospita la totalità della popolazione locale che è di poco superiore a 700 individui.

Il corso d'acqua più importante che attraversa il territorio comunale è il Sangro, il secondo fiume d'Abruzzo, dalla lunghezza complessiva di 117 km. Da un suo sbarramento costruito nel 1951 a poca distanza dal centro abitato di Barrea, si è originato un importante invaso artificiale perfettamente integrato nel paesaggio locale che presenta le seguenti caratteristiche fisiche: lunghezza 4,6 km, larghezza massima 500 metri, superficie di circa 300 ettari e capacità di 25 milioni di m³ (FERRARETTO 1998). Nel 1976 il corpo idrico è stato inserito nella convenzione di Ramsar con cui si proteggono gli ambienti umidi.

Nel luogo sono presenti altri due laghi e un fiume di dimensioni minori:

- il lago di Pantaniello, uno dei più alti dell'Appennino, che occupa la superficie di circa due ettari, è posto sul versante nord-orientale del Monte Greco e all'altitudine di 1818 metri;
- il Lago Vivo che si trova in una depressione carsica del Monte Iannazzone posta a 1591 metri d'altitudine e deve il nome al fatto che le sue dimensioni variano in base alle stagioni e alle precipitazioni;
- il Rio Torto che nasce nei Monti della Meta, per un tratto segna il confine tra i Comuni di Alfedena e Barrea e poi termina la sua corsa confluendo nel Sangro.

Nell'area di studio s'incontrano diverse unità geologico-strutturali (MICCADEI 1991) caratterizzate da litotipi di origine sedimentaria che iniziarono a depositarsi nel Giurassico inferiore e proseguirono nelle ere geologiche successive: rocce, detriti di disfacimento e terreni a scheletro calcareo; formazioni marnose, marnoso-arenacee, argillose e limo-argillose.

La lunga azione degli agenti fisici e atmosferici sui litotipi presenti nell'ambito in esame ha portato alla formazione di un paesaggio molto variegato con rilievi montuosi, grotte, doline, polje e gole incassate, tra cui quelle del Sangro dette anche "Foce di Barrea" che sono poste a valle della diga e raggiungono la lunghezza di 5 km.



Barrea, a destra dell'immagine le pendici del monte Greco.



Lago di Barrea, da sinistra il monte Boccanera, lo Sterpi d'Alto, il M. Amaro, il M. Marsicano e il M. Mattone.
I paesi alla fine del lago sono Civitella Alfedena e Villetta Barrea.



Il crinale di Monte Greco e di Chiarano Sparvera visto da Monte Campo di Capracotta (IS).



Gruppo del Monte Petroso e della Meta, al centro il crinale roccioso della Camosciara.



Pianta di Barrea

3. – Il clima

Tenendo conto dei valori dei parametri climatici registrati a Barrea dal 1951 al 2000, che sono riportati in GIULIANI & ANTENUCCI (2017), è stato realizzato il grafico della Fig.1 con l'andamento mensile dei valori medi delle temperature e delle precipitazioni.

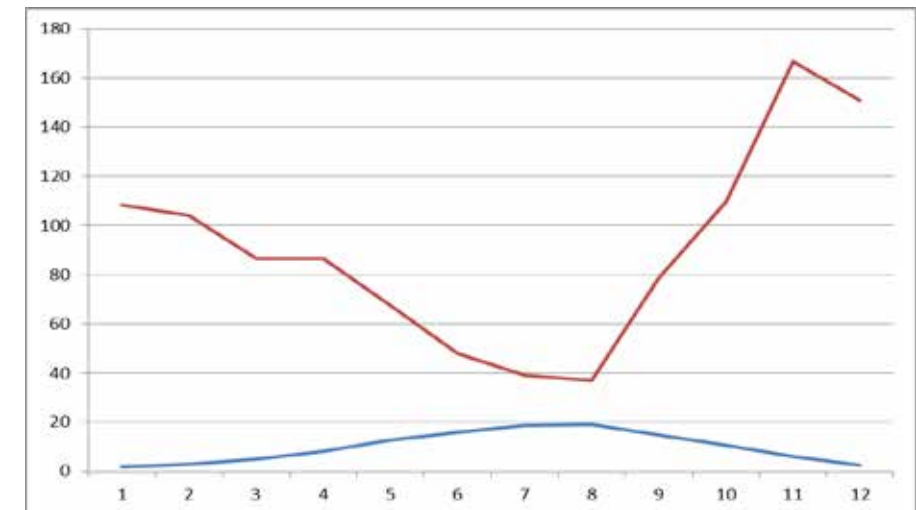


Fig. 1: Andamento mensile dei valori medi delle precipitazioni e delle temperature di Barrea.

I principali parametri climatici del luogo sono caratterizzati dai seguenti valori:

- temperatura media annua 9,8 °C;
- temperatura media del mese più caldo (agosto) 18,9 °C;
- temperatura media del mese più freddo (gennaio) 1,9 °C;
- escursione termica media annua 17 °C;
- temperatura massima assoluta 36,9 °C;
- temperatura minima assoluta -16,5 °C;
- escursione massima assoluta 53,4 °C;
- precipitazioni medie annue mm 1083;
- mesi con precipitazioni più abbondanti novembre (mm 166,6), dicembre (mm 151) e ottobre (mm 109,9);
- mesi con precipitazioni minime agosto (mm 37); luglio (mm 39,1) e giugno (mm 48).

Da novembre ad aprile la temperatura media giornaliera è inferiore a 10 °C mentre nei mesi di luglio ed agosto la temperatura massima è di pochi decimi superiore a 25 °C. Le precipitazioni sono abbondanti ed il regime pluviometrico è di tipo mediterraneo con il massimo tra novembre e dicembre e valori minimi durante la stagione estiva.

In base ai dati riportati e al modello di classificazione climatica di RIVAS-MARTINEZ (1994) il clima di Barrea rientra nel Termotipo Collinare-Montano e nell'ombrotipo Umido. Tuttavia a causa delle varietà altitudinali e di esposizione quotidiana alla luce solare, nell'area si possono registrare altre tipologie climatiche.

4. – La vegetazione e la flora

Alle diversità morfologico-paesaggistiche e climatiche locali si accompagna la ricchezza delle varietà floro-vegetazionali e faunistiche che nel loro insieme hanno portato a includere il territorio barreano nel PNALM.

Al momento attuale non esiste nessuno studio dettagliato e completo sulla flora e vegetazione dell'ambito di studio e di conseguenza, al fine di una loro descrizione sommaria, si è fatto riferimento alle osservazioni dirette degli scriventi e ai dati riportati nella Relazione Tecnica che accompagna il Piano Regolatore Comunale di Barrea (Comune di Barrea 2020) e nel Piano di Gestione dei siti natura del PNALM (2014).

Una piccola parte del settore meridionale del territorio barreano posto vicino al lago è messa a coltura mentre il resto è occupato da formazioni vegetali molto variegata che hanno risentito dell'influsso combinato dei fattori naturali e della pressione antropica esercitata con l'attività agricola, il pascolo e i disboscamenti. In modo molto sommario e schematico si può dire che le principali formazioni vegetali presenti nell'ambito di studio sono le seguenti:

- formazioni di leccio (*Quercus ilex* L.) che attecchiscono negli ambiti più riparati e soleggiati delle gole di Barrea (Schipani 2008);
- varie tipologie di boschi di caducifoglie (orno-ostrieti, cerrete e faggete);

- pinete con il pino nero di Villetta Barrea;
- praterie e radure di pascolo secondario (brometi) ottenute dal disboscamento;
- arbusteti subalpini a ginepro nano;
- prati falciabili (cinosureti) presenti lungo i versanti poco acclivi;
- praterie primarie (seslerieti e festuceti) e arbusteti subalpini presenti sopra il limite del bosco (1950-2000 m s.l.m.);
- praterie acidofile presenti nelle valli glaciali con depositi morenici e suoli decalcificati;
- formazioni tipiche degli ambienti rocciosi e glareicoli;
- formazioni sinantropiche presenti lungo i bordi stradali, i muri delle case, i prati abbandonati, etc;
- formazioni idrofile e igrofilo-ripariali nelle vicinanze dei corsi d'acqua e dei laghi.

Alla composizione delle formazioni succitate concorrono varie specie molto rare, endemiche e a carattere relittuale tra cui: *Iris marsica* I. Ricci e Colas., una specie endemica del PNALM; il pino nero di Villetta Barrea, (*Pinus nigra* J.F. Arnold subsp. *nigra* var. *italica* Hochst.), una particolare varietà endemica che è considerata una specie relittica del Terziario; la betulla (*Betula pendula* Roth.), a sua volta una specie relittica dell'epoca glaciale; il mirtillo (*Vaccinium myrtillus* L.), un altro relitto glaciale; *Gentiana dinarica* Beck un'entità appennino-balcanica; *Lilium bulbiferum* subsp. *croceum* (Chaix) Jan un'entità diffusa nelle catene montuose dell'Europa meridionale dalla penisola iberica al Caucaso; *Gentianella columnae* (Ten.) Holub, un'entità endemica dell'Appennino centro-meridionale; *Jasione montana* L., una campanulacea a distribuzione europeo-caucasica poco comune in Italia; *Lonicera implexa* Ait., un arbusto tipico della macchia mediterranea che nell'ambito in esame attecchisce nelle zone molto calde e soleggiate delle Foci di Barrea. Alle specie citate si aggiungono le orchidacee che saranno analizzate e discusse nel prosieguo del presente saggio.

5. – Materiali e metodi

L'elenco floristico comprende le specie, le sottospecie e gli ibridi mentre non sono stati considerati i lusos e le varietà cromatiche e morfologiche. Esso è stato realizzato tenendo conto delle ricerche sul campo degli autori, le segnalazioni inedite fornite da appassionati e studiosi e i dati riportati nella bibliografia consultata e in vari siti web. Per la nomenclatura si sono seguite le indicazioni di GIROS (2016) con le seguenti eccezioni:

- in accordo con HERTEL & PRESSER (2006) *Ophrys ausonia* si considera sinonimo di *O. illyrica*, la cui presenza recentemente è stata confermata per il Lazio e l'Italia da ANTONJ *et al.* (2018);
- in accordo con HERTEL & PRESSER (2006) e GRIEBL (2010) si considera presente in Abruzzo *Ophrys sphegodes* subsp. *tommasinii*;

- sono state ricondotte a *Ophrys sphegodes* tutte le segnalazioni di *O. aranifera* s.l. e di *O. sphegodes* subsp. *classica*, due taxa che per HERTEL & PRESSER (2006) rientrano nella variabilità di *O. sphegodes* e che per DE SIMONI & BIAGIOLI (2016), dovrebbero essere ulteriormente approfondite;

- sono state ricondotte a *Ophrys bertolonii* tutte le segnalazioni di *O. romolinii* Soca. Alla luce delle recenti revisioni tassonomiche, dalla flora abruzzese vanno escluse *Ophrys fusca* s.s., *O. scolopax*, *O. holosericea* s.s. e *O. holosericea* subsp. *apulica*. Di conseguenza i dati di letteratura riguardanti tali taxa o non sono stati considerati o quando possibile sono stati ricondotti ad altre entità.

Per l'assegnazione dei tipi corologici si è tenuto conto di quanto è riportato in PIGNATTI (2018) e PEZZETTA (2018).

Al corotipo Appennino-Balcanico sono stati assegnati i taxa presenti esclusivamente nel territorio delimitato dai seguenti confini fisici (PEZZETTA 2010): per l'Italia i rilievi delle isole e l'arco appenninico peninsulare dalla Liguria all'Aspromonte; per la penisola balcanica il territorio continentale posto a sud dell'asse fluviale Sava-Danubio e dal Mar Nero all'Adriatico-Ionio, inclusi i rilievi di Creta e delle isole egee.

Al corotipo Subendemico sono stati assegnati i taxa contraddistinti da un areale che comprende parte del territorio italiano e di alcuni Stati confinanti.

La bibliografia comprende pubblicazioni successive al 1987, al fine di evitare le citazioni di ritrovamenti molto dubbi a causa dei rimaneggiamenti tassonomici e le estinzioni dovute alle modifiche degli habitat.

Nell'elenco floristico sono riportati tutti i siti in cui i vari taxa sono stati osservati. Molti di essi riguardano aree poste in prossimità della Strada Statale 83 Marsicana che di seguito è indicata sempre con la sigla SS 83. A tal proposito si precisa quanto segue:

- alla voce “lungolago” si ascrivono tutte le osservazioni effettuate presso il tratto della SS 83 che costeggia la riva sinistra del lago di Barrea, tra il ponte per Civitella Alfedena fino alla diga di Barrea; in particolare quelle riferite da Manfred Hennecke (28.5.2008, in litt.) in un'area ubicata a circa 250-300 m dal suddetto ponte e caratterizzata dalle coordinate 41.7689 N, 13.9563 E;
- le indicazioni della voce “SS 83 (c/o Cantoniera)” comprendono le osservazioni dei taxa fatte nei dintorni della casa cantoniera al km 68+889 della SS 83;
- sono riportate alla voce “Colle Caciero” tutte le osservazioni effettuate sui prati di una collinetta situata lungo la SS 83 tra Barrea e Alfedena (coord. 41.7389 N, 14.0003 E);
- sono riportate alla voce “Sorgente Racchiocchera” tutte le osservazioni fatte nei prati lungo la SS 83, ancora più a valle del precedente, immediatamente in prossimità del confine comunale con Alfedena;
- la semplice voce generica “SS 83” si riferisce a tutte le altre osservazioni effettuate in prossimità della strada, escluse quelle delle località precedenti.

Oltre che alle osservazioni personali degli autori (indicate con “!”), si è fatto riferimento alle informazioni fornite da Nello Avellino, Maria Felicia Coppola, Hans Dekker, Manfred Hennecke, Gabi Muller e Rémy Souche; i dati ricavati dalla consultazione dei seguenti saggi: ALLASIA (2012), BAUMANN & BAUMANN (1988), CONTI (1995, 1998), CONTI & PELLEGRINI (1990), BONGIORNI *et al.* 2006, CONTI & BARTOLUCCI (2015), DAISS & DAISS (1996), GRIEBL (2010), HENNECKE & HENNECKE (1999), HERTEL & PRESSER (2009), HOFFMANN (1989), PEZZETTA (2016) e SOCA (2017a, 2017b); i dati ricavati dai seguenti siti web: DANSK BOTANISK FORENING (2007), EUROPAS ORCHIDÉER (2014), INATURALIST (2021), NATURETREK (2009, 2017, 2019) e NATURGUCKER (1997-2019).

6. – Elenco floristico

1. *Anacamptis coriophora* s.l. (L.) – Eurimediterraneo. SS 83 (c/o casa cantoniera). Osservazioni: Il luogo di segnalazione si presume sia lo stesso in cui (DAISS & DAISS 1996) osservarono il taxon specificando che era presente “su una collina lungo la strada, 5 km a ovest di Alfedena”.
2. *Anacamptis laxiflora* (Lam.) R.M. Bateman, Pridgeon & M.W. Chase – Eurimediterraneo. SS 83, Valle dell'Inferno!
3. *Anacamptis morio* (L.) R.M. Bateman, Pridgeon & M.W. Chase – Europeo-Caucasico. Camping La Genziana, Colle Caciero!, grotta dello Schievo, lungolago, sentiero per l'Aruccia, Sorgente Racchiocchera!, Valico di Barrea!, Valico della Capriola.
4. *Anacamptis papilionacea* (L.) R.M. Bateman, Pridgeon & M.W. Chase – Eurimediterraneo. Sorgente Racchiocchera.
5. *Anacamptis pyramidalis* (L.) Rich. – Eurimediterraneo. Colle Caciero!, Foci di Barrea (sentiero J8), Lago Vivo, lungolago!, Monte Greco!, Sorgente Racchiocchera, Stazzo dell'Affogata, Valico di Barrea!, Valle di Rio Torto, Valle dell'Inferno.
6. *Cephalanthera damasonium* (Mill.) Druce – Eurimediterraneo. Colle Caciero!, Colle Sant'Angelo, Lago Vivo!, Monte Serrone, Sorgente Racchiocchera, Valle Iannanghera.
7. *Cephalanthera longifolia* (L.) Fritsch – Eurasiatico. Lungolago, Serra Rocca Chiarano, Valle Iannanghera!
8. *Cephalanthera rubra* (L.) Rich. – Eurasiatico. Colle Sant'Angelo, Lago Vivo!, Monte Serrone, Serra Rocca Chiarano, SS 83 (c/o casa cantoniera), Valle Iannanghera!, Valle di Rio Torto.
9. *Coeloglossum viride* (L.) Hartm. – Circumboreale. Stazioni di rinvenimento: Lago Vivo, Monte Greco, Serra Rocca Chiarano, Valico di Barrea!, Valle dell'Inferno, Valle Iannanghera!
10. *Corallorhiza trifida* Chatel. – Circumboreale. Valle dell'Inferno.

11. *Dactylorhiza incarnata* (L.) Soó – Eurosiberiano. Fonte delle Canarelle, Lago di Pantaniello, sentiero per L'Aruccia, Colle Cacierno, Sorgente Racchiocchera!, SS 83.
12. *Dactylorhiza maculata* subsp. *fuchsii* (Druce) Hyl. – Eurasiatico. Sentiero per L'Aruccia, Peschio di Creta, SS 83.
13. *Dactylorhiza maculata* subsp. *saccifera* (Brongn.) Diklić – Paleotemperato. Grotta dello Schievo, Lago Vivo, SS 83, Valle di Rio Torto, Valle Iannanghera!
14. *Dactylorhiza sambucina* (L.) Soó – Europeo. Grotta dello Schievo, Colle della Radicchia, Foci di Barrea, Lago di Pantaniello!, Lago Vivo!, Monte Greco!, Peschio di Creta, Serra Rocca Chiarano!, SS 83, Stazzo dell'Affogata, Valle Iannanghera!, Valle Rio Torto!
15. *Epipactis atrorubens* (Hoffm.) Besser – Europeo. Stazioni di rinvenimento: Colle Sant'Angelo, Forca Resuni, SS 83 (c/o casa cantoniera), Valle dell'Inferno!
16. *Epipactis helleborine* subsp. *helleborine* (L.) Crantz – Paleotemperato. Colle Sant'Angelo, SS 83 (c/o casa cantoniera), Valle dell'Inferno!, Valle Iannanghera. Osservazioni: sono state ricondotte al taxon tutte le segnalazioni di *Epipactis helleborine* subsp. *latina* W. Rossi & E. Klein.
17. *Epipactis microphylla* (Ehrh.) Sw. – Europeo-Caucasico. Lago Vivo, Monte Serrone, Stazzo dell'Affogata, Valle Iannanghera
18. *Epipactis muelleri* Godfery – Centro-Europeo. Presso il lago di Barrea.
19. *Epipactis purpurata* Sm. – Subatlantico. Valle Iannanghera.
20. *Epipogium aphyllum* Sw. – Eurosiberiano. Colle Sant'Angelo.
21. *Gymnadenia conopsea* (L.) R. Br. In W.T. Aiton – Eurasiatico. Colle Cacierno!, Lago Vivo, lungolago!, Monte Greco, sentiero per L'Aruccia, Serra Rocca Chiarano, Sorgente Racchiocchera!, Valle dell'Inferno!
22. *Himantoglossum adriaticum* H. Baumann – Eurimediterraneo. Foci di Barrea, Lago Vivo, lungolago, Colle Cacierno!, Sorgente Racchiocchera!, Valico di Barrea!, Valle Ianara, Valle Iannanghera! Osservazioni: Il taxon fu descritto da BAUMANN (1978) e tra le località dei primi ritrovamenti è citata anche Barrea.
23. *Listera ovata* (L.) R. Br. – Eurasiatico. Sorgente Racchiocchera!, SS 83!, Valle Iannanghera.
24. *Limodorum abortivum* (L.) Sw. – Eurimediterraneo. Sentiero per L'Aruccia, Colle Cacierno!, Sentiero per L'Aruccia, Valle dell'Inferno, Valle Iannanghera.
25. *Neotinea tridentata* (Scop.) R.M. Bateman, Pridgeon & M.W. Chase – Eurimediterraneo. Camping La Genziana, Colle Cacierno!, Lago Vivo, lungolago, Sorgente Racchiocchera!, Valico di Barrea!
26. *Neotinea ustulata* (L.) R.M. Bateman, Pridgeon & M. W. Chase – Europeo-Caucasico. Colle della Radicchia, Foci di Barrea, Lago di Pantaniello, Sorgente Racchiocchera!, Colle Cacierno!, Valico di Barrea!
27. *Neottia nidus-avis* (L.) Rich. – Eurasiatico. Lago Vivo, Monte Serrone, SS 83!, Stazzo dell'Affogata, valle di Rio Torto, Valle dell'Inferno!, Valle Iannanghera.
28. *Nigritella rubra* subsp. *widderi* H. Baumann & R. Lorenz – Subendemico. Forca Resuni, Serra Rocca Chiarano!, Tartari.
29. *Ophrys apifera* Huds. – Eurimediterraneo. Colle Radicchia, lungolago, sentiero per L'Aruccia, SS 83!, Valico di Barrea!

30. *Ophrys bertolonii* subsp. *bertolonii* Moretti – Appennino-Balcanico. Sentiero per L'Aruccia, Colle Cacierno!, SS 83!, Valico di Barrea!
31. *Ophrys fusca* subsp. *lucana* (P. Delforge, Devillers-Tersch. & Devillers) Kreutz – Endemico. Colle Cacierno!
32. *Ophrys holosericea* (Burm. F.) Greuter subsp. *appennina* (Romolini & Soca). Kreutz – Endemico. Colle Cacierno!, lungolago, Valle Iannanghera.
33. *Ophrys holosericea* (Burm. F.) Greuter subsp. *dinarica* (Kranjcev & P. Delforge) Kreutz – Appennino- Balcanico. Colle Cacierno!, Lago Vivo, lungolago, Sorgente Racchiocchera!, Valle Ianara, Valle Iannanghera.
34. *Ophrys holosericea* (Burm. F.) Greuter subsp. *gracilis* (Büel, O. Danesch & E. Danesch) Büel, O. Danesch & E. Danesch – Endemico. Lungolago, Sorgente Racchiocchera, SS 83 (c/o casa cantoniera).
35. *Ophrys holosericea* (Burm. F.) Greuter subsp. *pinguis* (Romolini & Soca) Kreutz – Endemico. Colle Cacierno!, lungolago, Sorgente Racchiocchera!.
36. *Ophrys holosericea* (Burm. F.) Greuter subsp. *tetraloniae* (W.P. Teschner) Kreutz – Appennino-Balcanico. Colle Cacierno.
37. *Ophrys illyrica* S. Hertel & K. Presser – Appennino-Balcanico. Colle Cacierno! Osservazioni. Sono state ricondotte al taxon le segnalazioni di *Ophrys sphegodes* subsp. *litigiosa* (E.G. Camus) Beck e di *O. ausonia*.
38. *Ophrys incubacea* Bianca subsp. *incubacea* – Stenomediterraneo. Lungolago, SS 83.
39. *Ophrys insectifera* L. – Europeo. Sorgente Racchiocchera!, Colle Cacierno, lungolago, Valle Iannanghera.
40. *Ophrys molisana* Delforge – Endemico. Colle Cacierno!, i Fossati, Sorgente Racchiocchera!.
Osservazioni: ad avviso dello scrivente il taxon potrebbe rientrare nella variabilità di *O. sphegodes*; diverse foto di *O. molisana* pubblicate da SOCA (2017b) dimostrano che le piante hanno caratteri morfologici che le porterebbero a essere assegnate ad altre specie del gruppo (*Ophrys sphegodes* s.s., *O. illyrica* etc.). Tuttavia in attesa di nuovi studi e ricerche si riporta *O. molisana* nel presente elenco insieme a tutti gli ibridi che si ritiene concorra a formare.
41. *Ophrys passionis* subsp. *majellensis* (Helga & Herm. Daiss) Romolini & Soca. – Subendemico. Sentiero per L'Aruccia.
Osservazioni: il taxon è stato osservato da Reiner Merkel il 23 maggio 2019.
42. *Ophrys passionis* subsp. *passionis* Sennen ex Devillers-Tersch. & Devillers – Mediterraneo-Occidentale. Colle Cacierno!, lungolago,
43. *Ophrys promontorii* O. Danesch & E. Danesch – Endemico. Camping La Genziana, Colle Cacierno!, Sorgente Racchiocchera, SS 83!
44. *Ophrys sphegodes* subsp. *sphgodes* Mill. – Eurimediterraneo. Colle Cacierno!, sentiero per L'Aruccia, SS 83!
45. *Orchis anthropophora* (L.) All. – Mediterraneo-Atlantico. Sorgente Racchiocchera, Colle Cacierno!, SS 83!
46. *Orchis mascula* subsp. *mascula* L. – Europeo-Caucasico. Lago Vivo, lungolago, SS 83, Valico di Barrea.

47. *Orchis mascula* subsp. *speciosa* (Mutel) Hegi [sin. *O. mascula* subsp. *signifera* (Vest.) Soó] – Centro-Europeo. Sentiero per L'Arucchia, Sorgente Racchiocchera!, Valico di Barrea, Valle Iannanghera!
48. *Orchis pallens* L. – Europeo-Caucasico. Forca Resuni!, Serra Rocca di Chiarano, Valico di Barrea.
49. *Orchis pauciflora* Ten. – Stenomediterraneo. Colle Caciero!
50. *Orchis purpurea* Huds. – Eurasiatico. Colle Caciero!, lungolago!, Sorgente Racchiocchera!, Valico di Barrea!, Valle dell'Inferno!
51. *Orchis simia* Lam. – Eurimediterraneo. Sorgente Racchiocchera, Colle Caciero!
52. *Platanthera algeriensis* Batt. & Trab. – Mediterraneo-Occidentale.
Osservazioni: il taxon è stato segnalato a Barrea per la prima volta da RIECHELMANN (1995); poi è stato confermato da HENNECKE & HENNECKE (1999), GRIEBL (2010), CONTI & BARTOLUCCI (2015) e PEZZETTA (2016); ORRÙ (in GIROS 2016) non lo riporta per l'Abruzzo.
53. *Pseudorchis albida* (L.) A. Löve & D. Löve – Artico-Alpino. Forca Resuni.
54. *Serapias vomeracea* (Burm.f.) Briq. subsp. *vomeracea* – Eurimediterraneo. Colle Caciero!

7. – Ibridi

1. *Anacamptis* × *alata* Fleury H. Kretzschmar, Eccarius & H. Dietr. (*A. laxiflora* × *A. morio*). S.S. 83
2. *Dactylorhiza* × *serbica* (Fleishmann) Soó (*D. incarnata* × *D. saccifera*). Sorgente Racchiocchera!, SS 83.
3. *Ophrys appennina* × *O. dinarica*. SS 83.
4. *Ophrys dinarica* × *O. gracilis*.: C/o sorgente Racchiocchera, SS 83.
5. *Ophrys dinarica* × *O. sphegodes*. SS 83 Marsicana.
6. *Ophrys molisana* × *O. promontorii*. I Fossati, Valico di Barrea.
7. *Ophrys* × *angelensis* H. Baumann & Künkele (*O. incubacea* × *O. promontorii*). SS 83.
8. *Ophrys* × *aquilana* H. Baumann & Künkele (*O. dinarica* × *O. promontorii*). Sorgente Racchiocchera, SS 83.
9. *Ophrys* × *marsilii* Rempicci, Buono, Gransinigh, Antonj & Magrini (*O. apifera* × *O. dinarica*). SS 83.
10. *Ophrys* × *milioniae* Soca (*O. dinarica* × *O. molisana*). I Fossati.
11. *Ophrys* × *terrae-laboris* W. Rossi & F. Minutillo (*O. promontorii* × *O. sphegodes*). Colle Caciero!
12. *Orchis* × *colemanii* Cortesi (*O. mascula* × *O. pauciflora*). SS 83.



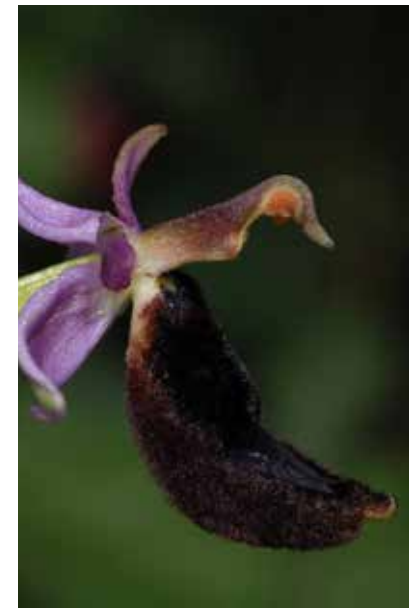
Epipogium aphyllum



Himantoglossum adriaticum



Ophrys apifera



Ophrys bertolonii



Ophrys dinarica



Ophrys fusca subsp. lucana



Orchis anthropophora



Orchis pauciflora



Ophrys insectifera



Ophrys promontorii

8. – Discussione

L'elenco floristico è costituito da 54 taxa infraspecifici che facendo riferimento a PEZZETTA (2018) rappresentano circa il 56 % delle *Orchidaceae* presenti in Abruzzo e il 21 % di quelle nazionali. A essi si aggiungono 12 ibridi per un ammontare complessivo di 66 taxa. Tali numeri pongono Barrea al primo posto tra i Comuni della provincia aquilana più ricchi di orchidacee e dopo Palena (Provincia di Chieti) al secondo posto tra quelli abruzzesi. Rispetto a quanto riportato in PEZZETTA (2016), la flora orchidologica barreana si arricchisce di 19 taxa specifici e infraspecifici e 6 ibridi: *Anacamptis coriophora*, *Cephalanthera longifolia*, *Corallorhiza trifida*, *Dactylorhiza maculata* subsp. *saccifera*, *Epipogium aphyllum*, *Neottia nidus-avis*, *Ophrys apifera*, *O. bertolonii*, *O. holosericea* subsp. *appennina*, *O. holosericea* subsp. *punguis*, *O. illyrica*, *O. molisana*, *O. passionis* subsp. *majellensis*, *Orchis mascula* subsp. *mascula*, *Or. pallens*, *Or. pauciflora*, *Or. simia*, *Pseudorchis albida*, *Serapias vomeracea*, *Anacamptis* × *alata*, *Dactylorhiza* × *serbica*, *Ophrys appennina* ' *O. dinarica*. *O. dinarica* ' *O. gracilis*, *O. molisana* ' *O. promontorii*, *O.* × *marsilii*, *O.* ' *milioniae*

Tabella 1: Generi e specie delle *Orchidaceae* di Barrea

Genere	Numero taxa	Genere	Numero taxa
<i>Anacamptis</i>	5	<i>Listera</i>	1
<i>Cephalanthera</i>	3	<i>Neotinea</i>	2
<i>Coeloglossum</i>	1	<i>Neottia</i>	1
<i>Corallorhiza</i>	1	<i>Nigritella</i>	1
<i>Dactylorhiza</i>	4	<i>Ophrys</i>	16
<i>Epipactis</i>	5	<i>Orchis</i>	7
<i>Epipogium</i>	1	<i>Platanthera</i>	1
<i>Gymnadenia</i>	1	<i>Pseudorchis</i>	1
<i>Himantoglossum</i>	1	<i>Serapias</i>	1
<i>Limodorum</i>	1		

Dalla Tab.1 uno emerge che le varie entità si ripartiscono in 19 generi tra cui il più rappresentato è il genere *Ophrys* con 16 taxa. Seguono i generi: *Orchis* con 7, *Anacamptis* ed *Epipactis* con 5 taxa ciascuno; *Dactylorhiza* con 4; *Cephalanthera* con 3, *Neotinea* con 2; tutti gli altri con un taxon ciascuno.

Tabella 2: Corotipi delle *Orchidaceae* del Comune di Barrea

Contingenti Geografici e Corotipi (1)	Numero taxa	%
Endemico	8	14,55
Endemico	6	
Subendemico	2	
Mediterraneo	17	30,91
Eurimediterraneo	13	
Stenomediterraneo	2	
Mediterraneo-Occidentale	2	
Eurasiatico	16	29,09
Eurasiatico s. s.	7	
Europeo-Caucasico	5	
Eurosiberiano	2	
Paleotemperato	2	
Nordico	3	5,45
Artico-Alpino	1	
Circumboreale	2	
Europeo	9	16,36
Europeo s. s.	3	
Centro-Europeo	2	
Appennino-Balcanico	4	
Atlantico	2	3,64
Mediterraneo-Atlantico	1	
Subatlantico	1	
Totale	55	100

(1): I nomi in grassetto indicano i contingenti geografici.

Dalla Tab. 2 si può osservare che prevale il contingente Mediterraneo con 17 taxa. Esso è seguito dai contingenti Eurasiatico con 16 taxa, Europeo con 9, Endemico con 8, e Nordico con tre e Atlantico con 2 taxa. Tra i vari corotipi prevale l'Eurimediterraneo con 13 taxa. Esso è seguito dai corotipi. Eurasiatico con 7 taxa, Endemico con 6,

Europeo-Caucasico con 5, Appennino-Balcanico con 4, Europeo s.s. con 3 taxa e tutti gli altri corotipi con valori minori. Questa particolare configurazione arealica è il risultato dell'azione combinata dei fattori ecologici e biogeografici che agiscono sulle singole piante.

Al fine di evidenziare il legame esistente tra i tipi corologici e la temperatura, sono stati fatti tre raggruppamenti di corotipi definiti: macrotermici, mesotermici e microtermici.

Il raggruppamento macrotermico comprende il contingente Mediterraneo a cui appartiene il corotipo Stenomediterraneo che è rappresentato da due taxa di orchidacee. La presenza nel territorio barreano di taxa stenomediterranei dimostra che al suo interno ci sono ambiti riparati dalle correnti fredde e molto soleggiati ove riescono ad attecchire elementi floristici spiccatamente termofili. Ad avallare e confermare quest'ipotesi concorrono anche le segnalazioni nell'ambito di studio di *Lonicera implexa* e *Quercus ilex*.

Il raggruppamento mesotermico comprende i corotipi Appennino-Balcanico, Eurasiatico, Europeo, Centro-Europeo, Mediterraneo-Atlantico, Endemico, Europeo-Caucasico e Paleotemperato. Questa categoria nell'area in esame è la più rappresentata e conferma che una sua gran parte è caratterizzata da un clima temperato.

Il raggruppamento microtermico comprende i corotipi Artico-Alpino, Circumboreale, Subendemico, Eurosiberiano e Subatlantico che nel complesso è rappresentato da otto taxa. Esso documenta l'esistenza di ambiti molto freschi ove riescono ad attecchire le piante che prediligono le basse temperature.

In conclusione si può sostenere che la presenza contemporanea di taxa appartenenti ai tre raggruppamenti dimostra che il territorio barreano è caratterizzato da una grande varietà ambientale e climatica che consente l'attecchimento di entità vegetali con esigenze termiche ed ecologiche molto diversificate.

9. – Osservazioni conclusive

L'alto numero di taxa rilevato conferma la notevole qualità ambientale dell'ambito di studio poiché le Orchidaceae attecchiscono solo su terreni non alterati da dissodamenti, concimazioni e largo uso di prodotti chimici per l'agricoltura.

Al momento attuale le varie entità non sembrano minacciate poiché il territorio barreano nel suo complesso è caratterizzato da una bassa pressione antropica e da efficaci misure protezionistiche per flora e fauna. E' tuttavia possibile che all'espansione delle aree forestali e all'abbandono delle pratiche agro-pastorali seguano trasformazioni di habitat che possono portare ad una diversa ripartizione delle specie presenti con alcune in fase di espansione e altre che invece rischiano di regredire o anche estinguersi.

Lavoro consegnato il 16/03/2021

RINGRAZIAMENTI

Per le informazioni fornite si ringraziano: Nello Avellino, Maria Felicia Coppola, Hans Dekker, Manfred Hennecke, Gabi Muller, Stefano Quaranta e Rémy Souche.

BIBLIOGRAFIA

ALLASIA G., 2012 – Le stazioni di *Nigritella rubra* subsp. *widderi* (Teppner & E. Klein) H. Baumann & R. Lorenz sulla Serra di Rocca Chiarano (Barrea, Abruzzo). *GIROS Notizie* 49: 75-76.

ANTONJ M., REMPICCI M., BUONO S. & GRANSINIGH B., 2018 – Sulla presenza di *Ophrys illyrica* in Italia, e in particolare nel Lazio. *GIROS Orch. Spont. Eur.* 61 (1): 91-102.

BAUMANN H., 1978 – *Himantoglossum adriaticum* spec. Nov. - eine bislang übersehene Riemenzunge aus dem zentralen nördlichen Mittelmeergebiet. *Die Orchidee* 29: 165-172.

BAUMANN B. & BAUMANN H., 1988 – Ein Beitrag zur Kenntnis der Gattung *Epipactis* Zinn im Mittelmeergebiet. *J. Eur. Orch.* 20 (1): 1-68.

BONGIORNI L., DE VIVO R., FORI S., ROMANO V.A. & ROMOLINI R., 2007 – Considerazioni sulle popolazioni di *Epipactis purpurata* J.E. Smith - *Epipactis pollinensis* B. Baumann & H. Baumann in Italia (Orchidaceae). *GIROS notizie* 31: 12-15.

CONTI F., 1995 – Prodomo della Flora del Parco Nazionale d'Abruzzo. *Almadue*, Roma.

CONTI F., 1998 – An annotated checklist of the flora of the Abruzzo. *Boccone* 10: 1-276.

CONTI F. & BARTOLUCCI F., 2015 – The Vascular Flora of the National Park of Abruzzo, Lazio and Molise (Central Italy). An Annotated Checklist. *Phytotaxa* 256 (1): 1-119.

CONTI F. & PELLEGRINI M., 1990 – Orchidee spontanee d'Abruzzo. *Cogecstre*, Penne (PE).

DAISS H. & DAISS H., 1996 – Orchideen um die Majella (Abruzzen, Italien). *J. Eur. Orch.* 28 (4): 603-640.

DE SIMONI M.G. & BIAGIOLI M., 2016 – *Ophrys sphegodes*. In: GIROS, 2016: Orchidee d'Italia. Guida alle orchidee spontanee: 222-224. 2a ed. *Il Castello*, Cornaredo (MI).

FERRARETTO A., 1998 – Un parco e la sua economia. Indagine sul Parco Nazionale d'Abruzzo; La sua politica di sviluppo locale, Roma.

GIROS, 2016 – Orchidee d'Italia. Guida alle orchidee spontanee. 2a ed., *Il Castello*, Cornaredo (MI).

GIULIANI D. & ANTENUCCI F., 2017 – I valori medi climatici dal 1951 al 2000 nella Regione Abruzzo. Regione Abruzzo, Dipartimento Politiche dello Sviluppo Rurale e della pesca, Servizio Presidi Tecnici di Supporto al Settore Agricolo – DPD023, *Ufficio Coordinamento servizi vivaistici e agrimeteo* - Scerni (CH).

GRIEBL N., 2010 – Die Orchideen der Abruzzen. *Ber. Arbeitskrs. Heim. Orchid.* 27 (2): 123-170.

HENNECKE G. & HENNECKE M., 1999 – Neue Orchideen-Funde in den Abruzzen (Italien). *J. Eur. Orch.* 31 (4): 936-948.

HERTEL S. & PRESSER H., 2006 – Zur Kenntnis der Italienischen Orchideen. *J. Eur. Orch.* 28 (3): 485-532.

- HERTEL S. & PRESSER H., 2009 – Zur Kenntnis der Italienischen Orchideen. Nachtrag. *J. Eur. Orch.* 41 (1): 195-209.
- HOFFMANN V., 1989 – Orchideenfunden in Marken und Abruzzen (Italien) in der Zeit vom 12-16.8.1986. *Ber. Arbeitskrs. Heim. Orchid.* 6 (1): 101-105.
- MICCADEI E., 1991 – Rapporto tra le strutture carbonatiche ed i depositi flyschoidi: l'area compresa tra i laghi di Scanno e di Barrea (AQ). *Studi geologici camerti, volume speciale 1991/2: 79-83.*
- ORRÙ G., (2016): *Platanthera algeriensis*. In: GIROS, 2016: Orchidee d'Italia. Guida alle orchidee spontanee: 86. 2a ed., *Il Castello*, Cornaredo (MI).
- PEZZETTA A., 2010 – Gli elementi appennino-balcanici, illirici, pontici e sud-est-europei della flora italiana: origini e distribuzione geografica. *Ann. Ser. Hist. Nat.* 20 (1): 75-88.
- PEZZETTA A. 2016 – Le *Orchidaceae* della Provincia dell'Aquila. *Ann. Ser. Hist. Nat.* 26 (1): 85-104.
- PEZZETTA A. 2018 – Le orchidee della flora italiana: distribuzione geografica e origini. *GIROS Orch. Spont. Eur.* 61 (1): 218-248.
- PIGNATTI S., 2018 – Flora d'Italia. Vol. 1. *Edagricole*, Milano.
- RIEHELMANN A., 1995 – *Platanthera algeriensis* Batt. & Trabut, auch auf dem italienischen Festland? *J. Eur. Orch.* 27 (2): 296-300.
- RIVAS MARTINEZ S., 1994 – Sistema de clasificación bioclimática de la Tierra. *Folia Botánica Matritensis* 16:1-29.
- SOCA R., 2017a – Inventory of *Ophrys (Orchidaceae)* hybrids of Italy. *J. Eur. Orch.* 49 (3-4): 565- 642.
- SOCA R., 2017b – *Ophrys molisana* in Abruzzo and Latium (Central Italy). *J. Eur. Orch.* 49 (2): 361-386.
- SCHIPANI I., 2008 – Alla scoperta del Sangro nella "Foce tra Barrea e Scontrone". *Riqualificazione Fluviale*: 45-48.

SITOGRAFIA

- COMUNE DI BARREA, 2020 – Relazione Tecnica Generale Piano Regolatore Generale. <http://www.comune.barrea.aq.it/valutazionestrategica.html>
- DANSK BOTANISK FORENING, 2007 : <http://botaniskforening.dk/wp-content/uploads>
- EUROPAS ORCHIDÉER 2014 – Notes of Abruzzo. <http://www.cameralfife.se/se/startside/travel-reports/abruzzo-notes-26391163>
- INATURALIST, 2021 – <https://www.inaturalist.org/places/la-aquila>
- TURNER J., 2017 – Naturetrek Tour Report 24 May - 1 June 2017: The Apennines: Italy's Abruzzo. da Naturetrek. https://d11gbzngntg4t4.cloudfront.net/reports/ITA06_report_170525_The_Apennines_Italys_Abruzzo_National_Park.pdf
- TURNER J., 2019 – Naturetrek Tour Report 30 May - 6 June 2019: The Apennines: Italy's Abruzzo National Park. https://d11gbzngntg4t4.cloudfront.net/reports/ITA06_report_190530_The_Apennines_Italys_Abruzzo_National_Park.pdf
- TURNER J. & MORGAN L., 2009 – Naturetrek Tour Report 21-28 May 2009: The Apennines: Italy's Abruzzo. https://d11gbzngntg4t4.cloudfront.net/reports/ITA06_report_090528_The_Apennines_Italys_Abruzzo_National_Park.pdf
- NATURGUCKER, 1997-2019 – <https://www.naturgucker.de/natur.dll/Zbl8wZcpwIA-C8XcSNeHcyDqIRS/>

PNALM, (2014): Piano di Gestione dei Siti Natura 2000 del Parco Nazionale d'Abruzzo, Lazio e Molise: ZPS IT7120132 "Parco Nazionale d'Abruzzo Lazio e Molise" SIC IT7110205 "Parco Nazionale d'Abruzzo" <http://www.parcoabruzzo.it/pdf/PNALM-PdG.Rete.Natura2000.pdf>

PNALM, (2017): Piano di previsione, prevenzione e lotta attiva contro gli incendi boschivi (L. 353/2000). Periodo di validità 2017-2021. <http://www.parcoabruzzo.it/pagina.php?id=534>.

Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste	62	2021	85-108	X 2021	ISSN: 0335-1576
---------------------------------	----	------	--------	--------	-----------------

LE ORCHIDACEAE DEL COMUNE DI GRISIGNANA-GROŽNJAN (ISTRIA, CROAZIA)

AMELIO PEZZETTA

Via Monteperalba 34 – 34149 Trieste. E-mail: fonterossi@libero.it

Abstract – The Orchidaceae of Grisignana. Grisignana (Grožnjan, Croatia) is a Municipality located in the north western part of Croatian Istria extending over 68 km². In this paper, the Author, using his own research, the reports by other researchers and information from literature and web, lists all the orchid taxa reported in the territory of Grisignana. In the check-list, there are 34 entities among species and subspecies to which it is added one interspecific hybrid. The chorological analysis shows that the Eurasian and Mediterranean contingents encompass the greatest wealth of taxa.

Keywords: Grisignana, *Orchidaceae*, check-list, floristic contingents.

Riassunto – Grisignana (Grožnjan, Croazia) è un Comune situato nel settore nord-occidentale dell'Istria croata ed è esteso oltre 68 km². Nel presente lavoro, tenendo conto delle ricerche dirette dell'autore, delle fonti bibliografiche, della rete e delle segnalazioni inedite di appassionati e studiosi, è riportata e discussa una check-list aggiornata di tutte le *Orchidaceae* presenti. Nel complesso sono segnalate 34 entità tra specie e sottospecie a cui si aggiunge un ibrido interspecifico. L'analisi corologica dimostra che i Contingenti Eurasiatico e Mediterraneo registrano la maggior ricchezza di taxa.

Parole chiave: Grisignana, *Orchidaceae*, check-list, contingenti floristici.

1. – Introduzione

Il presente lavoro è finalizzato alla compilazione di una checklist comprendente i taxa infraspecifici e gli ibridi della famiglia delle *Orchidaceae* presenti nel territorio di Grisignana-Grožnjan (Istria croata), attraverso le ricerche sul campo dell'autore, la consultazione delle fonti bibliografiche esistenti e le informazioni fornite da appassionati e studiosi per ricavarne approfondimenti qualitativo-quantitativi. All'elenco floristico delle *Orchidaceae* e alla sua discussione si accompagnano notizie riassuntive e schematiche sulla geologia, il clima, la flora e la vegetazione del territorio grisignanese. Al momento attuale non esiste nessun saggio monografico specifico sulle orchidee spontanee della zona, nonostante i numerosi studi sulla flora istriana e locale dovuti al contributo di ricercatori di diverse nazionalità.

2. – Inquadramento dell'area d'indagine

Il comune di Grisignana-Grožnjan si trova nel settore nord-occidentale della contea istriana ed è stato creato nel 1993 all'interno dell'ex Comune di Buje (GEO-PROJEKT D.D. OPATIJA 2016: 5). Esso confina con i Comuni di Buie-Buje, Cittanova-Novigrad, Verteneglio-Brtonigla, Kaštelir-Labinci, Visinada-Vizinada, Montona-Motovun, Portole-Oprtalj e la Repubblica di Slovenia.

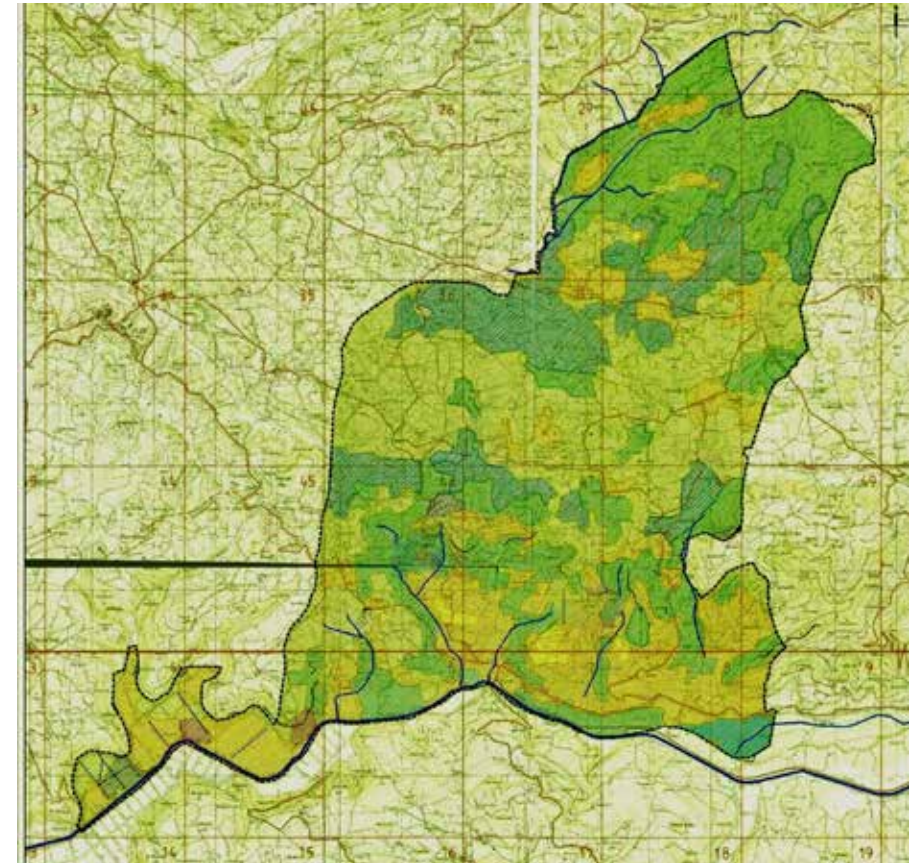
Il territorio comunale si estende per una superficie di 68,1 km², è costituito da un altipiano più o meno ondulato e da varie colline che raggiungono la quota massima di 437 metri con il Monte Glosevaz situato presso Sterna e poi esse con pendenze variabili degradano nella valle del Quieto sino a circa 11 metri d'altitudine.

La popolazione complessiva, in base al censimento del 2011 ammonta a 736 abitanti con una densità media di 10,81 ab/km², un valore numerico molto basso, notevolmente inferiore a quello di tutta l'Istria (73,8 ab/km² e dell'intero stato croato (75,8 ab/km²). Grisignana è l'unico comune della Repubblica di Croazia in cui la maggioranza della popolazione è di madrelingua italiana. Essa vive organizzata in 10 insediamenti che inglobano piccoli centri, frazioni con pochi nuclei famigliari e case sparse.

Il centro storico di Grisignana è un tipico borgo istriano appollaiato sulla cima di una collina arenacea con l'altezza di 228 metri e situata a circa 20 Km dalla costa. Il nome antico del luogo era Graeciniana, un toponimo che probabilmente deriva dal colle roccioso sul quale si trova (ALBERI 2009).

L'area di studio è caratterizzata da terreni e rocce di origine sedimentaria che vanno dal Cretacico all'Olocene: il flysch con terreni marnoso-arenacei di origine eocenica; l'area del cosiddetto Carso di Buie costituito da suoli e rocce di natura calcarea di origine più antica; i depositi alluvionali più recenti presenti nella valle del Quieto, dove scorre il corso d'acqua più importante del territorio comunale che raggiunge la lunghezza di circa 53 km.

Fig.1: Mappa di Grisignana



Il “Carso di Buie” è un anticlinale calcareo compreso tra le valli dei fiumi Quieto e Dragogna; è formato da rocce che risalgono al Cretacico Superiore; inizia presso Salvore e si prolunga in direzione nord-est per oltre 30 Km sino a Stridone nel Comune di Portole (D’AMBROSI 1976, FORTI 1996, FORTI & UGUSSI 2008). Nel territorio di Grisignana le formazioni calcaree si osservano in un’area che si trova a sud della strada che da Marussici conduce a Cepici, in particolare tra Tribano e l’abitato di San Valentino che è posto al confine con il Comune di Portole. In tale ambito non scorrono corsi d’acqua superficiali poiché a causa della natura permeabile dei terreni calcarei, le precipitazioni s’infiltrano nel sottosuolo.



Orchis simia

Percorrendo questo territorio si osservano diverse strutture di origine carsica quali inghiottitoi, grotte e doline ricoperte da sedimenti calcarei e argillosi. Infatti, nel tratto compreso tra Marussici e Stridone, sono stati esplorati e rilevati otto inghiottitoi. Nella zona si rinvenivano anche antiche cave di bauxite, un minerale da cui si ricavava l'alluminio che ad avviso di D'AMBROSI (1976), rappresenta i resti del paleosuolo originatosi alla fine del Cretacico (circa 66,5 milioni di anni fa), l'epoca in cui si presume avvenne l'emersione dell'Istria e del Carso triestino.

Nelle zone con rocce e terreni calcarei non scorrono corsi d'acqua superficiali. Gli unici ambienti umidi presenti di tali aree sono gli stagni che un tempo erano utilizzati per abbeverare il bestiame e ora sono considerati appartenenti al patrimonio naturale e culturale della zona. Molti di essi, a causa dell'abbandono si sono interrati. Tra quelli che restano, il più importante del grisignanese per la flora e la fauna che ospita si trova presso il villaggio di Gržić.

La porzione nord-occidentale e sud-orientale del territorio di Grisignana è costituita da terreni marnoso-arenacei che risalgono all'Eocene, più precisamente al Luteziano medio e superiore (D'AMBROSI 1976, ALBERI 1997). Nell'ambito di studio, le aree flyschoidi sono caratterizzate da colline che raggiungono l'altitudine massima di oltre 400 metri, nuclei abitativi, aree ampiamente coltivate in varie parti terrazzate e incolte con prati e boscaglie più o meno estese. Poiché sono impermeabili, su di esse affiorano sorgenti e scorrono i corsi d'acqua che riescono a erodere il substrato roccioso dei loro letti producendo incisioni e solchi più o meno profondi e spettacolari. Dalle colline marnoso-arenacee settentrionali alcuni torrenti scendono a valle; nelle zone di contatto con le rocce calcaree sono inghiottiti e iniziano un percorso sotterraneo. I torrentelli che invece si originano nella zona meridionale del flysch affluiscono nel Quieto.

Nella porzione più meridionale costituita dalla valle del Quieto, sono presenti depositi alluvionali d'origine quaternaria.

3. – Il Clima

Nel territorio comunale di Grisignana non sono presenti stazioni meteorologiche e di conseguenza, al fine di elaborare un'ipotesi abbastanza attendibile sul clima locale si farà riferimento ai dati di precipitazioni e temperature raccolti a Buie e a Bottonega (Butoniga), due località poste a diverse altitudini che in linea d'aria distano meno di 10 Km da Grisignana.

I valori dei più importanti parametri termopluviometrici registrati nel centro di Buie sono stati i seguenti: temperatura media annua di 13° C; temperatura media del mese più caldo (luglio) 22 °C; temperatura media del mese più freddo (gennaio)

4°C; escursione termica media annua 18°C; precipitazioni medie annue di 900 mm (STRATEŠKI PLAN RAZVOJA GRADA BUJE-BUIE). La stagione con precipitazioni più abbondanti è l'autunno, mentre nel periodo estivo si registrano i valori minimi. Il mese con maggiori precipitazioni si colloca attorno a ottobre mentre i valori minimi si osservano tra luglio e agosto.

I dati termopluviometrici raccolti a Bottonega nel periodo 1986-2015 indicano che la temperatura media annuale è di 13°C e le precipitazioni annue sono di 1004 mm (VUKELIĆ *et al.* 2018), due valori numerici non molto diversi da quelli registrati a Buie. Tali parametri sono tipici di un clima submediterraneo di transizione (ŠEGOTA & FILIPIČIĆ 2003) caratterizzati da estati calde e soleggiate e la stagione invernale complessivamente mite.

E' tuttavia ipotizzabile che nel luogo si possano osservare altri particolari microclimi favoriti da fattori topografici di dettaglio tra cui la diversa esposizione alle correnti d'aria calda o fredda e i diversi valori d'altitudine delle varie località comunali.

4. – Il paesaggio vegetale

Il paesaggio di Grisignana, in analogia a quello di altri tipici comuni istriani, nel suo complesso è caratterizzato da un variegato mosaico con pittoreschi insediamenti sulle cime di colline, piccoli nuclei abitati sparsi, terreni coltivati mescolati con aree incolte, boschi più o meno estesi, ambiti inespugliati e prati-pascolo secondari.

Dell'intera superficie comunale 1857,36 ha (27 %) sono coltivati e 3636,14 ha (53 %) costituiscono i boschi di varie tipologie (STRATEŠKI PLAN MODELNE ŠUME "SLIV RIJEKE MIRNE pag. 17). Il resto del territorio che comprende circa 1317 ha (20 %) è caratterizzato da centri abitati, cave abbandonate, prati-pascolo, infrastrutture varie e aree incolte. L'ambito di studio dal punto di vista vegetazionale appartiene all'orizzonte delle latifoglie decidue in cui la vegetazione climax è costituita dal bosco submediterraneo misto con l'orniello (*Fraxinus ornus* L.), la roverella (*Quercus pubescens* Willd), il carpino nero (*Ostrya carpinifolia* Scop.), l'acero campestre (*Acer campestre* L.), etc. Tuttavia a causa dell'influsso combinato degli elementi del paesaggio, delle sue vicende storico-geologiche, dei fattori microclimatici di dettaglio e della pressione antropica attuale e del passato, nell'area sono presenti anche altre formazioni vegetali. Le principali tipologie osservate dallo scrivente sono le seguenti: radure prative e prati-pascolo secondari inquadrabili in varie associazioni vegetali; formazioni sinantropiche che attecchiscono presso i centri abitati, le abitazioni sparse, i bordi stradali, i campi coltivati e i terreni incolti; formazioni arboreo-arbustive che lentamente occupano i pascoli e terreni abbandonati; formazioni di bosco submediterraneo presenti sia sui terreni marnoso-arenacei sia su quelli calcarei; formazioni di bosco misto con faggio e castagno; pinete di



Orchis purpurea

rimboschimento a pino nero; associazioni arboreo-arbustive, prative e forestali tipiche di ambienti umidi.

Diverse parti e biotopi del territorio grisignanese hanno un'elevata importanza naturalistica e di conseguenza, in linea con le normative locali e nazionali sono valorizzati e oggetto di particolari forme di attenzione e tutela. Quelli più rilevanti sono i seguenti: Il bosco misto di Vergnacco (Vrnjak); il sentiero naturalistico "Carlo D'Ambrosi"; il bosco di Montona; il bosco di Corneria (Kornarija); l'inghiottitoio di Sterna-Filaria.

Il bosco di Vergnacco copre la superficie di circa 59 ha (GEOPROJEKT D.D. OPATIJA 2016). In questo caso l'esposizione settentrionale che mitiga le conseguenze della calura estiva, la leggera pendenza che ha consentito lo sviluppo di uno strato più profondo di suolo e il substrato marnoso più umido e fresco hanno favorito lo sviluppo e la sopravvivenza di una comunità arborea azonale che normalmente si rinviene a quote più elevate. Infatti alla originale composizione del bosco concorrono il faggio (*Fagus sylvatica* L.), il castagno (*Castanea sativa* Mill.) e varie specie erbacee tipiche degli ambiti mesofili e freschi. Probabilmente il faggio, insieme ad altre entità che normalmente lo accompagnano, si diffuse nella zona durante l'era glaciale e oggi continua a persistervi come entità relittica. Il bosco, insieme agli altri castagneti presenti in Istria è stato ampiamente studiato da MEDAK (2009) che l'ha inserito in una nuova associazione vegetale chiamata *Helleboro multifidi-Castaneetum sativae* Medak 2009.

Un altro particolare ambito boschivo presente nel Comune di Grisignana è rappresentato dalla foresta di Corneria (Kornarija), che occupa la superficie totale di circa 96 ha e si trova a nord-est di Grisignana (GEOPROJEKT D.D. OPATIJA 2016). Alla sua composizione concorrono la roverella, il pino nero, il carpino nero, l'orniello, il castagno, il cerro, l'acero di monte ed altre essenze arboree. Nella seconda metà del XIX secolo, nel luogo fu eseguito un rimboschimento con pino nero (BERTOŠA 2018).

Il territorio comunale di Grisignana è attraversato dal sentiero naturalistico "Carlo D'Ambrosi" che inizia presso Marussici, attraversa le valli di Stinizze, Bazuje e Sterna e termina nel vallone di Ceppi (FORTI & UGUSSI 2008). Lungo il percorso si osservano aree di contatto tra le rocce carbonatiche e quelle marnoso-arenacee, vari fenomeni carsici (doline e grotte-inghiottitoi), calanchi, prati umidi con lepidotteri rari e protetti (*Coenonympha oedippus* Fabricius ed *Euphydryas aurinia* Rottemburg) e varie tipologie di boschi e prati.

Uno degli ambiti più importanti che si osservano lungo il sentiero è costituito dalla dolina di Sterna-Filaria che con il diametro esterno di 300 m. e la profondità di 110 m. (FORTI 1996), è considerata la più grande dell'Istria. Oltre che un importante fenomeno geomorfologico, la dolina ha una certa importanza anche dal punto di vista

floro-vegetazionale che arricchisce il paesaggio vegetale circostante.

In generale tutte le doline carsiche sono caratterizzate dalla diversa esposizione alla luce solare dei suoi versanti e dall'inversione termica che produce l'abbassamento medio della temperatura di 7°C ogni 100 metri di profondità. Questi fattori principali favoriscono la crescita di formazioni vegetali azonali diverse da quella submediterranea.

In particolare la flora vascolare e muscivora della dolina di Sterna-Filaria e dell'ambiente circostante è stata analizzata e descritta da PERICIN & HÜRLIMANN (2001). Le loro ricerche hanno dimostrato che il bordo esterno è caratterizzato dall'*Ostrya-Quercetum pubescentis* (Ht.) Trinajstič 74, la tipica associazione dei boschi carsici con la roverella, l'orniello, il carpino nero, etc. Man mano si scende, la temperatura della dolina diminuisce e la flora dell'ostrio-querceto è sostituita da elementi appartenenti ad altre associazioni tipiche di ambiti più freschi con il cerro, il faggio, il carpino bianco, il nocciolo, l'olmo minore, etc.

Un altro ambito molto interessante dal punto di vista geomorfologico e floro-vegetazionale che s'incontra percorrendo il sentiero D'Ambrosi, è costituito dall'inghiottitoio di Filaria-Butori in cui le acque del torrente Bondraga (Jugovski potok), dopo una cascata di circa 20 metri, prima formano un lago cristallino e poi s'inabissano nel sottosuolo (UGUSSI *et al.* 2000). Lungo le pareti dell'inghiottitoio attecchiscono alcuni tipici elementi floristici che caratterizzano le doline carsiche: felci, carpini bianchi, primule e anemoni.

Il terzo ambito che s'incontra lungo il sentiero D'Ambrosi è rappresentato dalla zona dei calanchi di Sterna. In particolare i calanchi della zona sono costituiti da solchi più o meno profondi che si producono sui fianchi delle colline marnose a causa dell'erosione provocata dalle acque meteoriche. L'area è caratterizzata da un paesaggio molto arido con una vegetazione discontinua e piante capaci di resistere all'instabilità del terreno, la scarsità d'acqua e la maggiore concentrazione di sali.

Ad accrescere l'importanza naturalistica dell'ambito di studio contribuisce anche la foresta di Montona o di San Marco che si sviluppa nella valle del Quieto. La sua superficie attuale è di circa 250 ha di cui 116 presenti nel territorio grisignanese. Tale importantissimo ambito, come hanno dimostrato le ricerche di BERTOVIĆ (1975), KORIJAN (2016) e VUKELIĆ *et al.* (2018), ha caratteristiche ecologiche e floro-vegetazionali completamente diverse dalle altre formazioni arboree della penisola istriana. Inoltre la foresta montonese è considerata un ambito relittico, una testimonianza dei boschi planiziali che un tempo erano molto diffusi lungo le pianure alluvionali europee e oggi si sono conservati solo in poche aree continentali risparmiate dall'espansione dei terreni coltivati, le aree urbane e le infrastrutture di trasporto. Le essenze arboree più importanti che concorrono alla sua composizione sono: la farnia (*Quercus robur* L.), il frassino maggiore (*Fraxinus angustifolia* Vahl.)



Ophrys unchjii

e l'olmo campestre (*Ulmus minor* Mill.). L'area della foresta è occupata anche da prati umidi, stagni e pozzanghere ove si osservano altre piante e animali molto rari per la penisola istriana.

5. – Materiali e metodi

L'elenco floristico è stato realizzato tenendo conto delle ricerche sul campo dell'autore, le informazioni fornite da singoli ricercatori e i dati ricavati dalle consultazioni bibliografiche. Esso comprende le specie, le sottospecie e gli ibridi mentre non sono state prese in considerazione le varietà cromatiche e morfologiche.

Lo scrivente percorre la penisola istriana alla ricerca di orchidee spontanee da oltre trent'anni. Nel territorio in esame, alle prime iniziali ricerche estemporanee, sono seguite altre più sistematiche e approfondite fatte con frequenze più o meno settimanali dal 2016 al 2019 da inizio marzo a fine giugno. Purtroppo a causa dei problemi connessi al Coronavirus nel corso del 2020 non è stato possibile fare escursioni, allargandole ad altre località del Comune che in passato non erano mai state esplorate.

Accanto ad ogni taxa sono riportati: i sinonimi che ora sono più utilizzati nei testi scientifici, il tipo corologico di appartenenza, sigle riferite agli autori delle segnalazioni e le località del Comune di Grisignana dei ritrovamenti. Il punto esclamativo dopo qualche località è indicativo che nella stessa, il taxon è stato osservato dallo scrivente.

Per la nomenclatura sono state seguite le indicazioni riportate nel recente volume di GIROS (2016).

Per l'assegnazione dei tipi corologici si è tenuto conto di quanto riportato in PEZZETTA (2018b) e PIGNATTI (2017).

La bibliografia comprende tutti i saggi in cui si citano i ritrovamenti dei vari taxa nell'ambito di studio e che sono stati pubblicati dopo il 1986 al fine di evitare le segnalazioni molto dubbie a causa dei rimaneggiamenti tassonomici e le estinzioni dovute alle modifiche degli habitat.

In Tab.1 sono riportati i nomi delle località inizialmente in lingua italiana, seguiti tra parentesi da quelli locali in croato.

Nella compilazione della Tabella 2 è stato utilizzato il concetto di "Contingente Geografico" e in tale voce sono stati fatti dei raggruppamenti di corotipi seguendo il seguente schema:

- nel contingente geografico “Endemico” è stato incluso il corotipo Subendemico;
- nel contingente geografico “Mediterraneo” sono inclusi i corotipi Eurimediterraneo e Stenomediterraneo;
- nel contingente geografico “Eurasiativo” sono stati inclusi i corotipi Eurasiativo s.s., Europeo-Caucasico, Paleotemperato ed Eurosiberiano;
- nel contingente geografico “Nordico” è stato incluso il corotipo Circumboreale;
- Nel contingente geografico “Europeo” sono stati inclusi i corotipi Europeo s.s., Centro-Europeo e Appennino-Balcanico.

Al fine di avere quadri distributivi più chiari dei vari contingenti geografici e corotipi si è deciso di calcolare per ognuno di essi:

- la diffusione, una grandezza che si ottiene facendo la somma di tutte le stazioni in cui sono presenti le specie appartenenti a ogni corotipo;
- la diffusione media che si ottiene dal rapporto tra la diffusione e il numero di specie di ogni corotipo. Il risultato di quest’operazione fornisce il numero medio di stazioni di presenza per ogni specie di un corotipo.

Le lettere maiuscole riportate nell’elenco floristico sono sigle che si riferiscono agli autori delle segnalazioni e hanno il seguente significato:

AX: GÖLZ & REINHARD 1986; AY: STARMÜHLER 1998; BX: STARMÜHLER 2000; BY: BIEL 2001; CK: PERCIN 2001; CX: ŠMITÁK 2002; CY: KRANJČEV 2005; DH: NIKOLIĆ & TOPIĆ 2005; DX: DELFORGE 2006; DY: GRIEBL 2009; FH: MEDAK 2009; FX: NIKOLIĆ 2015; FY: GEOPROJEKT D.D. OPATIJA 2016; GX: PEZZETTA 2018a; GY: TOUT & HARMES 2018; HX: DI LENA 2019; IX: HERTEL *in litter*; IY: COLLA *in verbis*;

6. – Elenco Floristico

1. *Anacamptis coriophora* (L.) R.M. Bateman, Pridgeon & M.W. Chase subsp. *fragrans* (Pollini) R.M. Bateman, Pridgeon & M.W. Chase [Sinon.: *Orchis fragrans* Pollini, *Herorchis coriophora* (L.) D. Tyteca & E.Klein subsp. *fragrans* (Pollini) D. Tyteca & E. Klein, *Anteriorchis coriophora* (L.) E. Klein & Strack subsp. *fragrans* (Pollini) Jacquet] – Eurimediterraneo. (CX, GX, HX, IX). Clea!, Cuberton!, Grisignana!, Vergnacco.



Ophrys tetraloniae

2. *Anacamptis laxiflora* (Lam.) R.M. Bateman, Pridgeon & M.W. Chase [Sinon.: *Orchis laxiflora* Lam., *Herorchis laxiflora* (Lam.) D.Tyteca & E. Klein, *Paludorchis laxiflora* (Lam.) P. Delforge] – Eurimediterraneo. (AX, BY, CY, GX, IX). Grisignana!, Ponte Porton, Sterna.
3. *Anacamptis morio* subsp. *morio* (L.) R.M. Bateman, Pridgeon & M.W. Chase [Sinon.: *Orchis morio* L., *Herorchis morio* (L.) D. Tyteca & E. Klein] – Europeo-Caucasico. (BY, CY, GX, HX, IX). Cave!, Clea!, Ciacchi, Franci!, Glavizze!, Grisignana!, Passudia!, Piemonte!, Poropati, San Valentino, Sterna, Vergnacco, Villamorosa.
4. *Anacamptis pyramidalis* (L.) Rich. subsp. *pyramidalis* – Eurimediterraneo. (BY, CX, CY, GX, IX, IY). Clea!, Filaria, Grisignana!, Piemonte!, Ponte Porton, Poropati, Sterna, Vergnacco.
5. *Cephalanthera damasonium* (Mill.) Druce – Eurimediterraneo. (BY, CY, FH, GX). Cuberton, Gomilla!, Grisignana!. Sterna.
6. *Cephalanthera longifolia* (L.) Fritsch – Eurasiatico. (BY, CK, CY, FH, GX, IX). Cave!, Clea!, Cornaria, Cuberton, Franci!, Gomilla!, Grisignana!. San Valentino!, Sterna.
7. *Cephalanthera rubra* (L.) Rich. – Eurasiatico. (CY). Gomilla.
8. *Dactylorhiza incarnata* (L.) Soó – Eurosiberiano. (AX, CX, IX). Castagna, Ponte Porton.
9. *Dactylorhiza maculata* (L.) Soó subsp. *fuchsii* (Druce) Hyl. – Eurasiatico. (BY, CY, GX). Grisignana!, Sterna!
10. *Epipactis atrorubens* (Hoffm.) Besser – Europeo. (FX).
Osservazioni: il taxon nel portale della flora croatica (NIKOLIĆ 2015) è segnalato al confine tra i comuni di Buie e Grisignana senza indicazioni di località. La sua presenza nel territorio grisignanese è da confermare.
11. *Epipactis helleborine* subsp. *helleborine* (L.) Crantz – Paleotemperato. (CX). Gomilla, Ponte Porton.
12. *Epipactis microphylla* (Ehrh.) Sw. – Europeo-Caucasico. (CX). Ponte Porton.
13. *Epipactis muelleri* Godfery – Centro-Europeo. (BY, CY, GX). Sterna.
14. *Epipactis palustris* (L.) Crantz – Circumboreale. (CY, GX). Sterna.

15. *Gymnadenia conopsea* (L.) R. Br. in W.T. Aiton subsp. *conopsea* – Eurasiatico. (AX, BY, CY, DX, GX). Ponte Porton, Sterna.
16. *Himantoglossum adriaticum* H. Baumann – Eurimediterraneo. (CX, CY, DY, GX, HX, IX). Cave!, Ciacchi, Glavizze!, Grisignana!, Castagna, Malio!, Piemonte!, Ponte Porton, Poropati!, Sterna!, Vergnacco, Villamorosa!.
17. *Limodorum abortivum* (L.) Sw. – Eurimediterraneo. (BY, CX, DX, GX, IX). Cave!, Clea!, Grisignana!, Castagna, Ponte Porton, Poropati!, Sterna!
18. *Listera ovata* (L.) R. Br. – Eurasiatico. (BY, CY, GX). Glavizze!, Grisignana!, Sterna.
19. *Neotinea tridentata* (Scop.) R.M. Bateman, Pridgeon & M.W. Chase [Sinon.: *Orchis tridentata* Scop., *Odontorchis tridentata* (Scop.) D. Tyteca & E. Klein] – Eurimediterraneo. (BX, BY, CY, GX, IX). Cave! Franci!, Grisignana!, Poropati!, Sterna!
20. *Neotinea ustulata* (L.) R.M. Bateman, Pridgeon & M. W. Chase [Sinon.: *Odontorchis ustulata* (L.) D. Tyteca & E. Klein, *Orchis ustulata* L.] – Europeo-Caucasico. (BY, CY, DH, GX). Grisignana, Sterna!
21. *Neottia nidus-avis* (L.) Rich. – Eurasiatico. (BY, FH, GX). Cuberton, Sterna!
22. *Ophrys apifera* Huds. – Eurimediterraneo. (BY, CX, CY, DY, GX, IX). Clea!, Glavizze!, Grisignana!, Ponte Porton, Poropati!, Sterna!, Vergnacco, Villamorosa.
23. *Ophrys holosericea* (Burm. f.) Greuter subsp. *tetraloniae* (W.P. Teschner) Kreutz [sinon.: *Ophrys fuciflora* (Burm. f.) Greuter subsp. *tetraloniae* (W.P. Teschner) Faurh, *Ophrys tetraloniae* W.P. Teschner] – Appennino-Balcanico. Sterna!
24. *Ophrys holosericea* (Burm. f.) Greuter subsp. *untchjii* (M. Schulze) Kreutz [sinon.: *O. untchjii* (M. Schulze) P. Delforge; *O. medea* Devillers-Tersch. & Devillers, *Ophrys fuciflora* subsp. *untchjii* M. Schulze] – Subendemico. (DY, HX). Ponte Porton, Vergnacco.
25. *Ophrys incubacea* Bianca subsp. *incubacea* [Sinon.: *Ophrys atrata* Lindl.] – Stenomediterraneo. (IX). Cave!, Franci!, Poropati!, Villamorosa.
26. *Ophrys insectifera* L. – Europeo. (BY, CY, GX). Sterna!
27. *Ophrys sphegodes* subsp. *sphogodes* Mill. – Eurimediterraneo [Sinon.: *Ophrys aranifera* Huds., *Ophrys liburnica* Devillers & Devillers-Tersch., *Ophrys sphogodes* subsp. *classica* (Devillers-Tersch. & Devillers) Kreutz]. (GX). Grisignana!, Terre Bianche!, Vergnacco.



Ophrys apifera

28. *Orchis militaris* L. – Eurasiatico. (BY, CX, CY, GX). Grisignana!, Ponte Porton, Sterna.

29. *Orchis provincialis* Balb. Ex Lam. – Stenomediterraneo. (FY) Grisignana.

Osservazioni. Nel testo riguardante le “Modifiche al Piano di Sviluppo Territoriale” (GEOPROJEKT D.D. OPATIJA 2016:63), il taxon è citato tra le specie minacciate d’estinzione e da proteggere che sono presenti nel territorio di Grisignana. Esso è segnalato anche presso Livade, una frazione del Comune di Portole che confina con Grisignana (PEZZETTA 2019).

30. *Orchis purpurea* Huds. – Eurasiatico. (BY, CX, CY, GX, IX). Clea! Cornaria, Grisignana!, San Valentino!, Ponte Porton. Sterna!, Terre Bianche!

31. *Orchis simia* Lam. – Eurimediterraneo. (BY, CY, GX). Sterna!

32. *Platanthera bifolia* (L.) Rchb. subsp. *bifolia* – Paleotemperato. (BY, CY, FH, GX, GY, IX). Cuberton, Grisignana!, Poropati, Sterna.

33. *Serapias lingua* L. – Stenomediterraneo. (CX). Ponte Porton.

Osservazioni. Il taxon è segnalato nell’Istria meridionale. Nell’ambito di studio è stato osservato nel 2012 durante un’escursione dell’Orchidea klub di Brno (Repubblica Ceca). Le ricerche dello scrivente nell’area non hanno portato al suo rinvenimento e di conseguenza la sua presenza dev’essere confermata.

34. *Serapias vomeracea* (Burm.f.) Briq. subsp. *vomeracea* – Eurimediterraneo. (BY, CY, GX, IX). Grisignana!, Ponte Porton, Sterna!

7. – Ibridi

1. *Cephalanthera* ×*schulzei* C.G. Camus, Bergon & A. Camus (*C. damasonium* x *C. longifolia*). (AY, GX). Gomilla.

8. – Discussione

L’elenco floristico comprende 34 taxa infraspecifici, un numero che corrisponde al 41.5 % delle *Orchidaceae* presenti nell’Istria. A tale insieme si aggiunge un ibrido che porta a 35 il numero delle entità presenti. Rispetto a quanto riportato in PEZZETTA (2018a), la flora orchidologica del grisignanese si arricchisce di 65 nuove stazioni di presenza e sei taxa: *Cephalanthera rubra*, *Dactylorhiza incarnata*, *Epi-*

pactis atrorubens, *E. microphylla*, *Ophrys fuciflora* subsp. *tetraloniae*, *Orchis provincialis* e *Serapias lingua*.

Nel Piano Regolatore di Grisignana, le seguenti specie presenti nel territorio comunale sono considerate minacciate d'estinzione e rigorosamente protette: *Anacamptis coriophora*, *Himantoglossum adriaticum*, *Neotinea tridentata*, *Ophrys apifera*, *Orchis militaris*, *O. provincialis*, *O. purpurea*, *O. simia* e *Platanthera bifolia* (GEO-PROJEKT D.D. OPATIJA 2016).

Tabella 1: Località del Comune di Grisignana con presenza di *Orchidaceae*

Località	Taxa totali
Castagna (Kostanjica)	3
Cave (Kave)	7
Ciacchi (Čački)	2
Clea (Klija)	7
Cornaria (Kornarija)	2
Cuberton (Kuberton)	5
Filaria (Filarija)	1
Franci (Franci)	4
Gomilla (Gomila)	5
Glavizze (Glavice)	4
Grisignana (Grožnjan)	22
Malio (Malija)	1
Passudia (Pasudija)	1
Piemonte (Završje)	3
Ponte Porton (Ponteporton)	14
Poropati (Porpati)	8
San Valentino (Valentin)	3
Sterna (Šterna)	23
Terre Bianche (Bijele Zemlje)	2
Vergnacco (Vrnjak)	7
Villamorosa (Martinčići)	4



Limodorum abortivum

Dalla Tab.1 emerge che i ritrovamenti ricadono in 21 diverse località. Il maggior numero si osserva nei pressi di Sterna con 23 taxa e nei dintorni di Grisignana con 22.

Allo stato attuale delle conoscenze, le specie segnalate in più località e quindi più diffuse sono le seguenti: *Anacamptis morio* (13), *Himantoglossum adriaticum* (12), *Cephalanthera longifolia* (9), *Anacamptis pyramidalis* (8), *Ophrys apifera* (8), *Limodorum abortivum* (7) e *Orchis purpurea* (7).

Tabella 2: Corotipi delle *Orchidaceae* del Comune di Grisignana

Contingenti Geografici e Corotipi (1)	Numero taxa	%	Diffusione	Diffusione media
Endemico	1	2,94	2	2
Subendemico	1		2	2
Mediterraneo	14	41,18	66	4,7
Eurimediterraneo	11		60	5,4
Stenomediterraneo	3		6	2
Eurasiatico	14	41,18	50	3,6
Eurasiatico s. s.	8		27	1,9
Europeo-Caucasico	3		16	5,3
Eurosiberiano	1		2	2
Paleotemperato	2		5	2,5
Nordico	1	2,94	1	1
Circumboreale	1		1	1
Europeo	4	11,76	4	1
Europeo s. s.	2		2	1
Centro-Europeo	1		1	1
Appennino-Balcanico	1		1	1
Totale	34	100	121	3,6

(1) Nella tabella i contingenti geografici sono segnati in grassetto

Dalla Tab. 2 si osserva che lo spettro corologico è composto da 10 diversi corotipi ripartiti in 5 contingenti geografici tra cui quelli con la maggior ricchezza sono l'Eurasiatico e il Mediterraneo con 14 taxa ciascuno.

Nel complesso nell'area raggiungono la maggior ricchezza floristica le *Orchidaceae* tipiche degli ambienti temperati appartenenti ai corotipi Euroasiatico, Europeo-Caucasico, Europeo, Centro-Europeo, Appennino-Balcanico e Paleotemperato. La presenza di entità microtermiche dei corotipi Eurosiberiano e Circumboreale, macrotermiche del contingente Mediterraneo e mesotermiche dei contingenti Eurasiatico ed Europeo, confermano che l'area in esame come tutta l'Istria, in accordo con POLDINI (2009), può essere considerata un ambito di transizione climatica.

I dati riguardanti la diffusione e la diffusione media a loro volta dimostrano quanto segue:

- il contingente geografico Mediterraneo ha il più alto valore di diffusione;
- i contingenti geografici Endemico e Nordico hanno i valori più bassi di diffusione e diffusione media;
- il corotipo Eurimediterraneo registra i valori più alti di diffusione e diffusione media.

9. – Conclusioni

L'insieme dei dati riportati dimostra che il territorio comunale di Grisignana è molto interessante per il popolamento di *Orchidaceae*. Il considerevole numero di taxa rilevato, il valore di diffusione totale e le segnalazioni dei taxa in 21 diverse località sono indicatori della notevole qualità ambientale dell'ambito di studio poiché tali piante sono largamente distribuite e attecchiscono solo su terreni stabili che non sono alterati da dissodamenti, concimazioni e largo uso di diserbanti e insetticidi.

In analogia a quanto sta avvenendo in altre località istriane, è possibile che alle trasformazioni vegetali in atto causate dall'abbandono delle attività agro-pastorali tradizionali, lo sviluppo dell'agricoltura intensiva e d'infrastrutture varie possa seguire una diversa ripartizione delle *Orchidaceae* presenti. Infatti potrebbero ridursi quelle tipiche dei prati-pascolo ed espandersi quelle legate agli ambiti boschivi e cespugliosi.

Lavoro consegnato il 12/01/2021

RINGRAZIAMENTI

Per le informazioni fornite si ringraziano: Colla Andrea e Fogar Livio del Museo di Scienze Naturali di Trieste; Jurišević Liza della Biblioteca di Buie-Buje; Stefan Hertel; Jasnica Medak.

BIBLIOGRAFIA

ALBERI D., 2009 – Istria, storia, arte, cultura. *Ed. Lint*, Trieste.

BERTOŠA S., 2018 – Stolljeća istarskih šuma: od davnih spomena do suvrmenog doba (Istrian woods through passed centuries: from the ancient memories to our time). *Ekonomska i Ekohistorija*. 14: 5-31.

BERTOVIĆ S., 1975b – The Mirna River Valley and Motovun Forest in Istria (Croatia). *Phytocoenologia* 2 (3/4): 329-335.

BIEL B., 2001 – Zwei Exkursionen des AHO Unterfranken zur Halbinsel Istrien (Kroatien). *Ber. Arbeitskrs. Heim. Orchid.* 18 (1):1-21.

D'AMBROSI C., 1976 – Cenni sull'origine e lo sviluppo geologico e geomorfologico del Carso di Trieste e dell'Istria. *Museo Civico di Storia Naturale*, Trieste.

DI LENA L., 2019 – Orchidee dell'Istria, di Cherso e dei Lussini. *Riccigraf*, Trieste.

DELFORGE P., 2006 – Contribution à la connaissance des Orchidées de Croatie. Resultats de cinq années de prospections. *Natural. Belges* 87 (*Orchid.* 19): 141-200.

FORTI F., 1996 – La geologia dell' - Istria nel ricordo di Carlo D'Ambrosi (Il carso di Buie e di Rovigno). *Museo Civico di Storia Naturale*, Trieste

FORTI F. & UGUSSI M., 2008 – Il percorso geologico naturalistico "Carlo D'Ambrosi". *Acta Bulliarum* 2: 103-107.

GEOPROJEKT D.D. OPATIJA (a cura), 2016 – Izmjene i dopune Prostornog plana uređenja Općine Grožnjan Obraloženje Plana Prijdlag Plana, Zagreb, www.groznjan-grisignana.hr.

GEOPROJEKT D.D. OPATIJA (a cura), 2019 – Izmjene i dopune Prostornog plana uređenja Općine Grožnjan Projdlag Plana (Modifiche al Piano di Sviluppo Territoriale del Comune di Grisignana). Rijeka. <https://www.groznjan-grisignana.hr/index.php/hr/opcinska-uprava/...> · PDF file

GÖLZ P. & REINHARD H.R., 1986 – Orchideen in Jugoslawien. *Ber. Arbeitskrs. Heim. Orchid.* 18 (4): 688-827.

GRIEBL N., 2009 – Die Orchideen Istriens und deren Begleitflora. *Ber. Arbeitskrs. Heim. Orchid.* 26 (2): 98-165.

HERTEL S: 2013 – Istrien 1994-2013. Liste der gefundenen Orchideen. *Manoscritto inedito.*

KORIJAN P., 2016 – Fitocenološke Značajke Motovunske Šume U Istri. Šumarski Fakultet Sveučilišta u Zagrebu. Šumarski Odsjek. Zagreb. https://repositorij.sumfak.unizg.hr/islandora/object/...

KRANJČEV R., 2005 – Hrvatske Orhideje. AKD, Zagreb.

MEDAK J. 2009 – Šumske zajednice i staništa pitomog kestena (*Castanea sativa* Mill.) u Hrvatskoj. Sveučilište u Zagrebu, Šumarski fakultet, Doktorska disertacija.

NIKOLIĆ T., (ed.), 2015 – Flora Croatica Database. On-Line (<http://hirc.botanic.hr/fcd>). Department of Botany, Faculty of Science, University of Zagreb.

NIKOLIĆ T. & TOPIĆ J., 2005 – Crvena knjiga vaskularne flore Hrvatske. *Ministarstvo Kulture*, Zagreb (HR)

PERICIN C., 2001 – Fiori e piante dell'Istria, *Collana degli Atti, Centro di Ricerche storiche, Extra serie* 3: 1-464, Rovigno.

PERICIN, C. & HÜRLIMANN H., 2001 – Beobachtungen zur vertikalen Verteilung der Moosarten in der Doline Sterna-Filaria im Karstgebiet von Buje/Buie in Istrien (Kroatien).- *Bauhinia* 15:91-96.

PEZZETTA A., 2018a – Le *Orchidaceae* dell'Istria e dell'Arcipelago di Cherso e Lussino. *Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste* 59: 27-76.

PEZZETTA A., 2018b – Le orchidee della fora italiana: distribuzione geografica e origini. *GIROS Orch. Spont. Eur.* 61 (1): 218-248.

PEZZETTA A., 2019 – Le *Orchidaceae* del Comune di Portole-Orptalj (Istria, Croazia). *Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste* 60: 55 – 69.

PIGNATTI S. (ed.), 2017 – Flora d'Italia. Vol. 1, *Edagricole - New Business Media*, Milano

POLDINI L., (2009): La diversità vegetale del Carso fra Trieste e Gorizia. *Edizioni Goliardiche*, Trieste.

SCUOLA ELEMENTARE ITALIANA DI BUIE, 2004 – Grisignana. In "Vieni in Istria.", *Falzea Ed.*, Reggio Calabria, pp. 30-36.

SLUŽBENE NOVINE GRADA BUJA – GAZZETTA UFFICIALE DELLA CITTÀ DI BUIE, 2016 – Strateški Plan Razvoja Grada Buje-Buie od 2016 do 2020. br. 15/16 -30.11.2016. https://www.buje.hr/uploads/Documents/2016/sluzbene_novine_15-2_2016.pdf

STARMÜHLER, W., 1998 – Vorarbeiten zu einer Flora von Istrien Teil 1. *Carinthia* 2 (188108): 535–575.

STARMÜHLER, W., 2000 – Vorarbeiten zu einer Flora von Istrien Teil 3. *Carinthia* 2 (190-/110): 381-422.

ŠEGOTA T. & FILIPIČIĆ A., 2003: Köppenova klasifikacija klime i Hrvatsko nazivlje. *Geoadria* 8 (1): 17-

STRATEŠKI PLAN MODELNE ŠUME "SLIV RIJEKE MIRNE. https://www.slivrijekemirne.hr/sites/default/files/documents/strateski_plan.pdf

ŠMITÁK J., 2002: Orchidea klub Brno - Exkurze 2002. http://orchideaklub.cz/?Exkurze_klub:Exkurze_2002.

TOUT P. & HARMES P., 2018 – Croatia & Slovenia – Spring in Istria. Naturetrek Tour Report 3 - 10 May 2018. <https://www.naturetrek.co.uk/tours/croatia-and-slovenia-spring-in-istria>

UGUSSI C., LIMONCIN TOTH L. & MORATTO UGUSSI L., 2000 – Buie e il suo territorio. *Tiskarna Vek*, Koper-Capodistria.

VUKELIĆ J., KORIJAN P., ŠAPIĆ I., ALEGRO A., ŠEGOTA V. & POLJAK I., 2018 – Forest Vegetation of Hardwood Tree Species along the Mirna River in Istria (Croatia). *SEEFOR South-East European Forestry* 9 (1): 1-16.

Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste	62	2021	109-228	X 2021	ISSN: 0335-1576
---------------------------------	----	------	---------	--------	-----------------

INDAGINE CECIDOLOGICA RIGUARDANTE LA VAL ALBA ED I SUOI DINTORNI (ALPI CARNICHE, ITALIA, NE)

ETTORE TOMASI

Museo Civico di Storia Naturale di Trieste, Via dei Tominz, 4 – 1 – 34139 Trieste, Italia

Abstract – Gall-making Investigation relating to Regional Natural Reserve (wildlife park) of Alba Valley and surrounding areas (Alpi Carniche, Italia, NE). The Autor reports the results, archived between April 2005 and October 2014, inherent fito-zooecidien of the Regional Natural Wildlife of Alba Valley and surrounding areas (Carnic Alps, Italy, NE). In the area, 831 species have been identified, divided as follows: **Fitoceccidi**, Fitoplasm Actinomycetales (1); Bacteria Rhizobiales (1), Pseudomonadales (1); Fungi Ascomycota Erysiphales (3), Hypocreales (5), Leotiales (1), Protomycetales (6), Rhytismales (1), Taphrinales (21); Basidiomycota Uredinales (137), Exobasidiales (5), Ustilaginales (61); Chytridiomycota Blastocladales (14); Mixomycota Physarales (1); Oomycota Peronosporales (12); Plasmodiophoromycota Plasmodiophorales (1); Mitosporic Fungi (2); Angiospermae Dicotyledones (2); **Zooceccidi**, Nematoda Tylenchida (9); Acari Actiniedida (87); Insecta Thysanoptera (6); Heteroptera (6); Homoptera Auchenorrhyncha (1); Homoptera Sternorrhyncha Psylloidea (23), Aphidoidea (73), Coccoidea (6); Coleoptera Polyphaga VII (2), Polyphaga XIV (2), Polyphaga XVI (65); Diptera Cecidomyiidae (140), Tephritoidea (25), Opomyzoidea (6), Carnoidea (5), Muscoidea (1); Lepidoptera Nepticuloidea (4), Tineoidea I (1), Gelechioidea (12), Cossioidea (3), Tortricioidea (16), Alucitoidea (2), Pterophoroidea (2), Pyraloidea (3), Geometroidea (1), Noctuoidea (1); Hymenoptera Symphyta (27), Cynipoidea (25), Chalcidoidea (2).

Key words: Investigation Gall-making organism, Wildlife Alba Val, TMS Trieste.

Riassunto – Indagine cecidologica riguardante la Riserva Naturale Regionale della Val Alba e suoi dintorni (Alpi Carniche, Italia, NE). L'Autore riporta i risultati dell'indagine effettuata tra aprile 2005 e ottobre 2014, inerente i fito-zooecidi della Riserva Naturale Regionale della Val Alba e zone parco (Friuli Venezia Giulia, Italia, NE). Nell'area sono stati identificate 831 specie, così ripartite: **Fitoceccidi**, Fitoplasm Actinomycetales (1); Bacteria Rhizobiales (1), Pseudomonadales (1); Fungi Ascomycota Erysiphales (3), Hypocreales (5), Leotiales (1), Protomycetales (6), Rhytismales (1), Taphrinales (21); Basidiomycota Uredinales (137), Exobasidiales (5), Ustilaginales (61); Chytridiomycota Blastocladales (14); Mixomycota Physarales (1); Oomycota Peronosporales (12); Plasmodiophoromycota Plasmodiophorales (1); Mitosporic Fungi (2); Angiospermae Dicotyledones (2); **Zooceccidi**, Nematoda Tylenchida (9); Acari Actiniedida (87); Insecta Thysanoptera (6); Heteroptera (6); Homoptera Auchenorrhyncha (1); Homoptera Sternorrhyncha Psylloidea (23), Aphidoidea (73), Coccoidea (6); Coleoptera Polyphaga VII (2), Polyphaga XIV (2), Polyphaga XVI (65); Diptera Cecidomyiidae (140), Tephritoidea (25), Opomyzoidea (6), Carnoidea (5), Muscoidea (1); Lepidoptera Nepticuloidea (4), Tineoidea I (1), Gelechioidea (12), Cossioidea (3), Tortricioidea (16), Alucitoidea (2), Pterophoroidea (2), Pyraloidea (3), Geometroidea (1), Noctuoidea (1); Hymenoptera Symphyta (27), Cynipoidea (25), Chalcidoidea (2). **Parole chiave:** Indagine cecidologica, Riserva Val Alba, TMS Trieste.

1. – Premessa

Nell'ambito dei progetti di ricerca del Museo Civico di Storia Naturale di Trieste (MCSN) c'è quello, già avviato nel 1985, dell'indagine cecidologica riguardante la regione Friuli Venezia Giulia (FVG), con particolare riguardo alle aree protette. Molte le ricerche già realizzate e pubblicate, ma qualche area necessita di analisi e approfondimenti, proprio per la notevole varietà degli ecosistemi in essa custoditi.

Nell'ambito delle Prealpi Carniche è già stato realizzato il lavoro riferito alla *Riserva Naturale Orientata Sperimentale del Prescudin* (TOMASI, 2018), poi fu completato quello sul *Parco Naturale Regionale delle Dolomiti Friulane* (TOMASI, 2019, in stampa), mentre in questo lavoro si espone quanto è stato rilevato nell'ambito delle Alpi Carniche, in particolare in quelle meridionali, riguardante la *Riserva Naturale Regionale della Val Alba*.

La costituzione della *Riserva Naturale Regionale della Val Alba*, è il risultato

di un lungo iter burocratico risalente al 1979, in cui si identifica un progetto alpino intatto nell'ambito delle Alpi Carniche meridionali, per ben 7048 ha (Legge Belci), distribuito tra i comuni di Chiusaforte, Dogna, Moggio Udinese e Pontebba. Successivamente, con la L.R. 11 del 1983, l'area da proteggere per le sue peculiarità biologiche, fu riveduta e localizzata nell'ambito della "Foresta di Vualt" in Val Alba o, localmente conosciuta come *Conca di Vualt*.

Le analisi successive riguardanti la biodiversità del sito e il coinvolgimento nel percorso anche delle popolazioni locali, naturalmente assieme alla Direzione centrale riserve agricole, naturali, forestali e montane della Regione Friuli Venezia Giulia (progetto IPAM Toolbox *Una riserva per la Val Alba*), con la L.R. 17/21 del 25 agosto 2006 e la collaborazione del Parco Naturale delle Prealpi Giulie (L.R. 17 art. 4 comma 4 del 30 dicembre 2008) è stata definita l'attuale area della *Riserva Naturale Regionale della Val Alba* e del Sito d'Importanza Comunitaria (SIC) dello *Zuc dal Bor*, compreso nella rete di protezione, conosciuta come *Natura 2000*.

Progetto e studi finanziati dall'Unione Europea.

La Riserva è area integra e selvaggia, con acque cristalline e cascate, creste rocciose aeree, boschi impenetrabili e testimonianze delle architetture rurali, nonché opere militari di cui si coglie ancora qualche segno relitto, che furono utilizzate durante il conflitto 1915/18. Questo ultimo aspetto, documenta quanto i crinali rocciosi offrirono il terreno ideale e strategico per la costruzione di opere belliche (grotte, trincee, postazioni, ricoveri, ecc.). All'interno dell'area della Riserva, due sono i bacini idrografici, affluenti del fiume Fella: il rio Alba e il rio Simon e altri rii minori.

I fattori fisici associati a quelli biogeografici, pongono il limite della vegetazione arborea attorno ai 1400 metri. Il faggio predomina sull'abete rosso ed è accompagnato dal larice, dal sorbo degli uccellatori, dal mugo e dal pino nero e prati e praterie in quota. Rilevante è la presenza di alcune specie endemiche quali *Centaurea dichroantha* Kerner, *Euphorbia triflora* Schott, N. & K subsp. *kernerii* (Huter) Poldini, *Festuca laxa* Host, *Knautia ressmannii* (Pacher) Briq., *Papaver julicum* E. Mayer & Merxm., *Ranunculus traunfellneri* Hoppe e *Spiraea decumbens* Koch subsp. *tomentosa* (Poech) Dostal.

Nota: Per quanto riguarda il capoluogo comunale, Moggio Udinese, la sua storia si identifica nel millennio passato con quella della sua famosa Abbazia consacrata già nel 1119. L'allora vescovo Voldarico I dedicò il monastero a San Gallo, come quello più famoso che si trova in Svizzera, del quale egli stesso era stato Abate. L'Abbazia è attualmente luogo di lavoro e di preghiera delle Suore Clarisse, che provvedono alla cura e al mantenimento di questo luogo sacro e storico. Il nucleo iniziale del borgo si è sviluppato probabilmente attorno alla chiesa abbaziale e successivamente si è espanso ai piedi del colle fino a espandersi totalmente con un borgo superiore e uno inferiore.



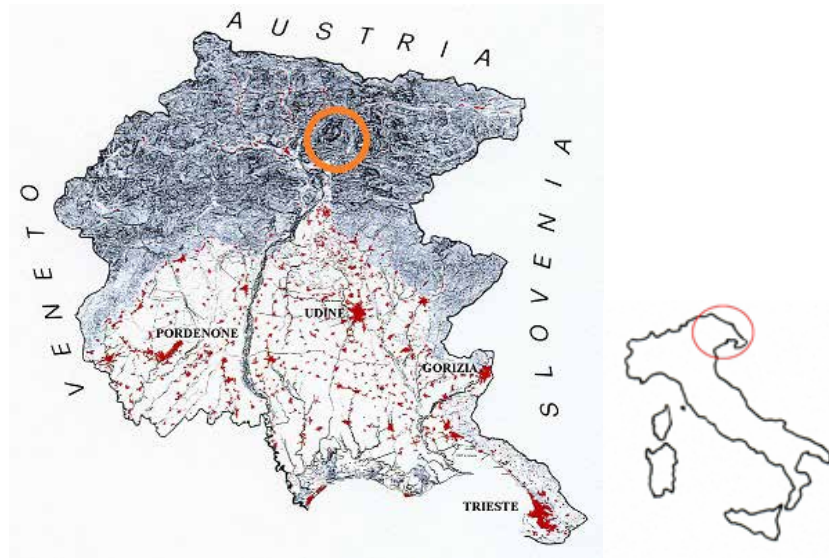
Moggio Udinese e sullo sfondo la Val Alba
(Per gentile concessione della Regione FVG)

Moggio è il centro più attivo e dinamico del Canal del Ferro.

L'area interessata dalla ricerca cecidologica, comprende settori di parco e area della Riserva stessa.

2. – Descrizione dell'area esaminata

L'area del Comune di Moggio Udinese, di 143,84 Km² di superficie, in cui è aperta la *Riserva Naturale Regionale della Val Alba*, costituisce uno dei più estesi territori del settore nord orientale della montagna friulana.

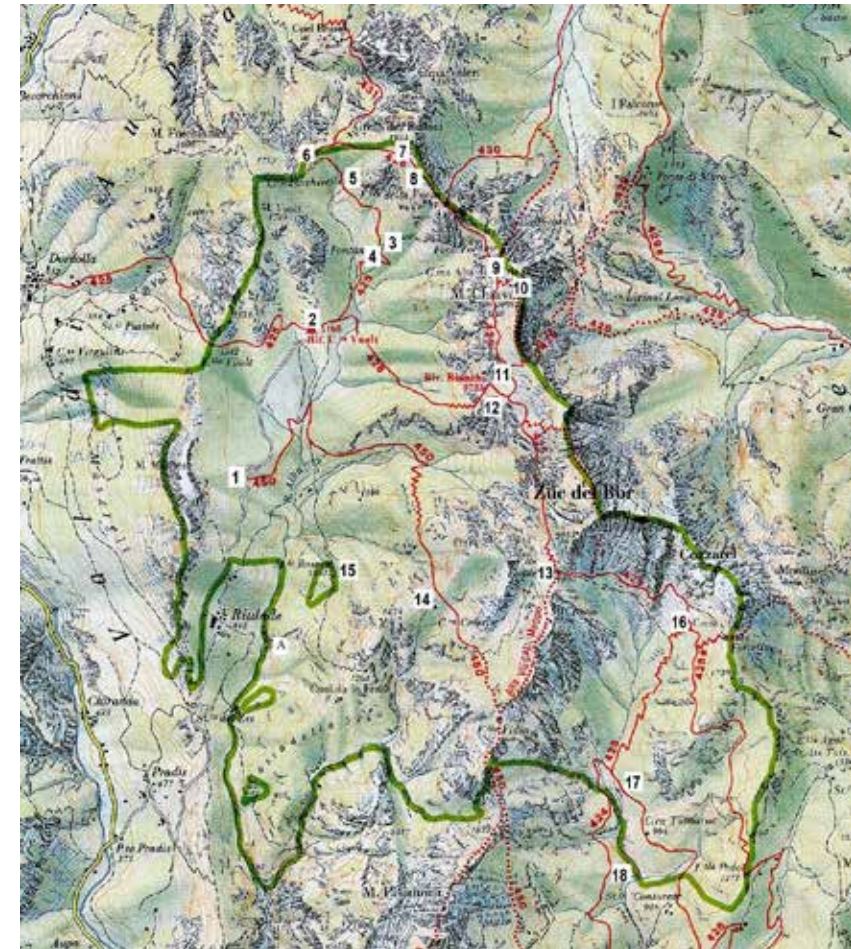


Regione Autonoma Friuli Venezia Giulia e Area della Riserva

L'area è posta in modo asimmetrico, rispetto alla vallata del Fiume Fella, occupando completamente la destra orografica. Lo sviluppo idrografico e orografico è prevalentemente meridiano, quindi di rapida comprensione e sintesi negli aspetti generali. Infatti i principali tributari di destra del Fella, che formano le valli subparallele e le relative dorsali, formano la maggior parte del territorio di Moggi Udinese.

Al centro di quest'area, aperta tra le valli Aupa e Fella, si aprono le due valli: Alba e Simon, che costituiscono la *Riserva Naturale Regionale*, denominata Val Alba, di 3000 ettari circa di estensione, equivalente al 43,15% del territorio comunale. La Val Alba è racchiusa all'interno di una catena alpina a forma di ferro di cavallo, costituita dai monti Masereit (m 1459), Vualt (m 1725), Creta dai Usei (m 1923), Cima della Vacca (m 1865), Cima della Pecora (m 1789), Cima Alta di Gleris (m 2058), Chiavals (m 2098), Zuc dal Bor (m 2195) il più elevato del gruppo, Crostis (m 1894) e Pisimoni (m 1880).

Affiancata alla Val Alba, ma di minor sviluppo, la Val Simon, aperta tra la dorsale sud e quella sud-orientale dello Zuc del Bor, già nominato. Quest'ultimo monte e una zona d'interesse Comunitario (SIC).



1- Parcheggio ed ex St. Cric (m 1050), 2- Rifugio Vualt (m 1168), 3- Fontanon Rio Alba (m 1150), 4- Ricovero Militare (m 1321), 5- Cas. Forcjetis (m 1610 c.), 6- Cjasut dal Sior (m 1752), 7- Ric. Milit. Cengle da la Vacje-Russei (m 1750 c.) e Galleria Militare, 8- Ric. Mil. sotto Forc. della Vacca (m 1700 c.), 9- Ric. Mil. presso Forc. Cjavalz (m 1800 c.), 10- Galleria cresta Zuc dal Bor (m 1750c.), 11- Ex Cas. Cjavalz (m 1712), 12- Bivacco G. Bianchi (m 1712), 13- Ric. Mil. Forc. Fonderiis (m 1800), 14- Cas. Crostis (m 1470), 15- St. Ric. Rosean (m 1033), 16- Ex Ric. Mil. Sot Cretis (m 1537) ruderi, 17- Casere la Cita e Tamaruc ruderi (m 1010 e 977), 18- St. Raune e Roveredo (m 630 e 380). A- Diga "al Poc" (m 650). (Per gentile concessione della Regione FVG e Azienda delle Foreste)

Morfologicamente le valli Alba e Simon presentano un aspetto tormentato, con versanti ripidi e rupi aspre e selvagge, molto differenti delle ampie valli carniche. È un sistema alpino dominato dalle dolomie e calcari del Norico (Mesozoico, Trias sup. e inf.).



Da un punto di vista del paesaggio vegetale, nella Val Alba è possibile osservare una vasta serie di associazioni che testimoniano l'attenuazione del carattere continentale del clima, in seguito all'afflusso di correnti caldo-umide provenienti dal Mare Adriatico. Tale mitigazione si rende evidente nella mancanza delle peccete subalpine nello stesso orizzonte della faggeta subalpina dove il faggio, accompagnato dal larice e sorbo degli ucellatori, rappresenta il limite della vegetazione arborea, attorno ai 1400 m s.l.m. Ampie superfici sono occupate da pinete a pino nero, da popolamenti di pino mugo su calcare, da pascoli primitivi su calcare e habitat glareicoli. Di questi ultimi, in particolare, si individua *Papaver rhaeticum* Leresche, *Athamanta cretensis* L. e *Trisetum argenteum* (Willd.) R. & S., ghiaioni calcareo-dolomitici di pezzatura da minuta e media delle fasce altimontana e subalpina, e a quote più basse con *Moehringia trinervia* (L.) Clairv. e *Gymnocarpium robertianum* (Hoffm.) Newman, ghiaioni a pezzatura più grossolana della fascia montana. I popolamenti di rupe ospitano *Spiraea decumbens* W.D.J. Koch e *Potentilla aurea* L. e, nelle fasce superiori, dai popolamenti di *Potentilla nitida* L. Per quanto riguarda la vegetazione arborea vi sono faggete altimontane a *Cardamine pentaphyllos* (L.) Crantz e abieteti ad abete bianco e rosso di pendii calcarei o calcareo-dolomitici con sostrato roccioso affiorante, in cui si nota *Adenostyles glabra* (Miller) DC. Per ciò

che riguarda la flora, fra le specie botaniche di un certo rilievo sono da ricordare le stazioni più occidentali di *Papaver julicum* E. Mayer & Merxm., di *Homogyne sylvestris* (Scop.) Cass., *Ranunculus traunfellneri* Hoppe, oltre alle rare segnalazioni di *Epipogium aphyllum* (Schmidt) Swartz. Interessante la presenza di *Festuca laxa* Host, di *Dianthus monspessulanus* L. subsp. *waldsteinii* (Sternb.) Nyman, *Pedicularis rostrato-capitata* Crantz, *Silene alpestris* Jacq., *Grafia golaka* (Hacq.) Rchb., *Corallorhiza trifida* Chatel., *Physoplexis comosa* (L.) Schur, *Paederota bonarota* (L.) L., *Linum alpinum* Jacq. subsp. *julicum* (Hayek) Gams, *Centaurea dichroantha* Kerner, *Bupleurum petraeum* L., *Valeriana elongata* Jacq., *Cerastium carinthiacum* Vest, *Potentilla nitida* L., *Saxifraga caesia* LO., *Crepis kernerii* Rech., *Phyteuma scheuchzeri* All., *Leucorchis albida* (L.) E. Meyer, *Campanula thyrsoides* 3.L. e *Lilium carnioolicum* Bernh..

Formazione forestale	Superficie (ha)	%
Faggete	569.0	60.0
Mughete	273.2	28.9
Pino nero con faggio	72.3	7.6
Popolamenti artificiali	29.2	3.1
Pino nero primitivo di rupe	2.8	0.3

(Fonte: Regione Friuli Venezia Giulia)

Notevole l'aspetto floristico generale (1100 specie circa), di tipo dolomitico con numerose presenze di specie endemiche delle Alpi Orientali, già nominate. Risultato della posizione geografica esalpica interna occupata dalla Riserva, è tra le due aree fitogeografiche occidentale centroeuropea e quella orientale illirico-balcanica, in cui si possono incontrare specie floristiche, potenzialmente cecidogene, di ambedue le aree.

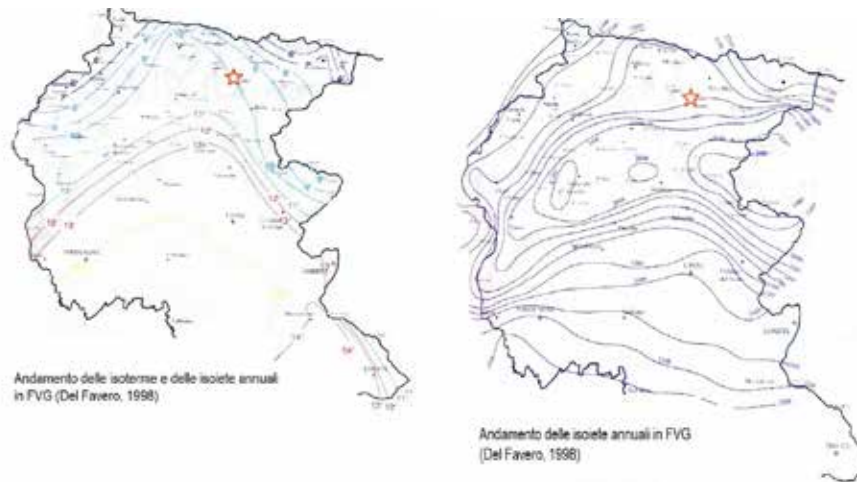
La specie arborea forestale simbolo della Val Alba – e di gran parte delle Alpi e Prealpi Giulie – è sicuramente il pino nero, essenza frugale e pioniera che riesce a colonizzare gli estesi e ripidi versanti calcarei che caratterizzano la zona.

La Val Alba ed i suoi dintorni, in generale, sono collocati in un'area di grande interesse da un punto di vista ecologico e naturalistico, soprattutto per essere inserita in una fascia di transizione tra i rilievi prealpini e quelli alpini più interni, con profondo fondovalle che facilitano la penetrazione di entità dalle aree fluviali e planiziali. I rilievi aspri e articolati creano un mosaico di ambienti differenziati che si riflette sulla ricchezza delle comunità animali e vegetali. Ciò è reso particolarmente evidente dal fatto che esse ospitano su superfici relativamente limitate, specie di diversa origine e distribuzione. La zona inoltre, è poco soggetta ai fattori di disturbo antropico con zone ampie e particolarmente selvagge, fra cui, i versanti del Zuc dal Bor e tutto il settore meridionale (Pisimoni, Rio Simon). Questi ultimi rappresentano ambiti particolarmente suggestivi dove numerose specie trovano condizioni adatte durante l'intero periodo dell'anno (Rete Natura 2000).

La Riserva e il Preparco, sono dominati da caratteristiche climatiche miti della regione friulana, influenzate tuttavia da variabilità locali con microclimi

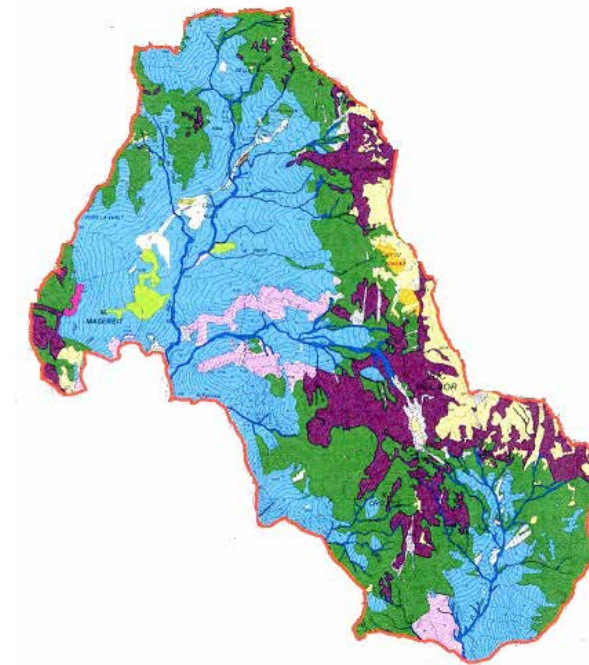
temperato freddi e con estati calde e inverni non eccessivamente freddi (STEFANELLI, 1987).

“È evidente quindi, che il Friuli Venezia Giulia non rappresenta una regione con caratteri omogenei, anzi, in essa si trova una notevole varietà di terreni, di morfologie, di climi che influenzano l’attuale composizione di fauna e flora, favorendo la loro diversificazione” (VALLUSSI, 1971).



L’area del settore di preparco, riferito alla conclusione della Val Aupa occupata da Moggio Udinese e Pradis e altre frazioni minori (Dordolla, Virgulins, Acutros), presenta una diffusa orticoltura e frutticoltura a carattere familiare, a cui si alternano prati asciutti, rimboschimenti di conifere e relitti di vecchie matricine di faggio, colate ghiaiose e strade d’accesso. Sono ottime strade asfaltate, che consentono di visitare le aree urbane e extraurbane e conducono all’interno della Riserva, fino ad un parcheggio autorizzato (m 1050).

All’interno della Riserva invece, oltre al vecchio borgo di Riulade e case Formitz, ormai abbandonate, la strada forestale principale porta al Rifugio alpino Vuat (m 1168 incustodito) e in quota sono posti il bivacco G. Bianchi (m 1712), la Cjasute dal Sior (m 1752, ricovero), la Casera Crostis (m 1470 ruderi) e lo stallo Rosean (1033 ricovero). Altre strutture riportate sulle carte geografiche, sono diroccate o abbandonate. Nell’ambito del Rio Alba, in località “Poc” (m 650), poco a valle del borgo Riulade, è presente la diga di tipo arco-gravità in calcestruzzo, quale fonte energetica della Cartiera Ermolli di Moggio Udinese.



- Fiumi alpini e loro vegetazione riparia erbacea
- Fiumi alpini e loro vegetazione legnosa a *Salix eleagnos*
- Brughiere alpine e boreali
- Perticaie di *Pinus mugo* e *Rhododendron hirsutum*
- Saliceti sub-artici
- Praterie calcaree alpine e subalpine
- Ghiaioni calcarei e a calcoscisti dei piani montani ed alpini (*Thlaspietea rotundifolii*)
- Prati da sfalcio di bassa quota
- Rupi calcaree con vegetazione casmofitica
- Faggeti dell’*Asperulo* - Fagetum
- Boschi illirici a *Fagus sylvatica* (Anemonio- Fagion)
- Foreste alpine a *Larix decidua* e/o *Pinus cembra*
- Pinete (sub-)mediterranee di pini neri endemici

Carta degli habitat d’interesse comunitario
(Per gentile concessione di Rete Natura 2000 – FVG)

Per quanto riguarda il progetto di ricerca e del lavoro di campagna inerente la Riserva, ben 31 sono state le uscite di 1 o 2 giorni, con base di partenza da Trieste o da Tolmezzo e svolte tra aprile 2005 e ottobre 2014. Nel progetto di censimento delle fitopatie in Val Alba e d'intorni, sono stati individuati 6 itinerari escursionistici, da svolgere nelle stagioni più opportune. In sintesi sono:

06.04.2005	1. - Visita area MoggioUdinese e Val Alba.
08.05.2005	Preparazione progetto ricerca cecidologica Val Alba
26-27.09.2006	1. - Pradis (m 467), St. del Zet (m 728), Riulade (m 841), Cas. Foramaz (m 927),
12-13.04.2007	2. - Ex St. del Zet (m 728), Diga del Cartificio, sent. bianco/blue, bivio m 724, (m
14-15.05.2007	1. - Pradis (m 467), St. del Zet (m 728), Riulade (m 841), Cas. Foramaz (m 927),
27-28.07.2007	3.- Rif. Vualt (m 1168), Biv. G. Bianchi (m 1712).
20-21.08.2007	1. - Pradis (m 467), St. del Zet (m 728), Riulade (m 841), Cas. Foramaz (m 927), Parcheggio auto (m 1050), Rif. Vualt (m 1168).
14-15.09.2007	2. - Ex St. del Zet (m 728), Diga del Cartificio, sent. bianco/blue, bivio m 724, (m
18-19.10.2007	4. - Roveredo (m 376), sent. 424, St. Ràuni (m 630), Rio Fondaris (m 856), Cas. Fondaris (m 907), Cas. la Cita (m 1010), Cas. di Tamaruc (m 977) e ritorno.
14-15.04.2008	1. - Pradis (m 467), St. del Zet (m 728), Riulade (m 841), Cas. Foramaz (m 927), Parcheggio auto (m 1050), Rif. Vualt (m 1168). Dordolla eDrentus.
14-15.05.2008	5. - Parcheggio auto (m 1050), sentt. 428a-450, Crostis (m 1460), Forc. Vidus (m 1657) (maltempo).
18-19.06.2008	6. - Rif. Vualt (m 1168), Fontanon, ex Rif. Militare (m 1321), Cas. Forchiettis, Cjasut dal Sior (m 1752), M. Vualt (m 1291), Rif. Vualt (m 1168).
23-24.07.2008	3. - Rif. Vualt (m 1168), Biv. G. Bianchi (m 1712).
27-28.08.2008	3. - Rif. Vualt (m 1168), Biv. G. Bianchi (m 1712).
14-16.07.2009	3. - Rif. Vualt (m 1168), Biv. G. Bianchi (m 1712). Sosta in Biv e visita conglaciale Cas. Chiavals.
01.08.2009	5.- Parcheggio auto (m 1050), sentt. 428a-450, Crostis (m 1460), Forc. Vidus (m 1657)
22.08.2009	5. - Parcheggio auto (m 1050), sentt. 428a-450, Crostis (m 1460), Forc. Vidus (m 1657)
24.09.2009	4. - Roveredo (m 376), sent. 424, St. Ràuni (m 630), Rio Fondaris (m 856), Cas. Fondaris (m 907), Cas. la Cita (m 1010), Cas. di Tamaruc (m 977) e ritorno.
21-22.05.2010	1. - Pradis (m 467), St. del Zet (m 728), Riulade (m 841), Cas. Foramaz (m 927), Parcheggio auto (m 1050), Rif. Vualt (m 1168) (maltempo)
19-20.06.2010	6.- Rif. Vualt (m 1168), Fontanon, ex Rid. Militare (m 1321), Cas. Forchiettis, Cjasut dal Sior (m 1752), M. Vualt (m 1291), Rif. Vualt (m 1168).
27-28.07.2010	5. - Parcheggio auto (m 1050), sentt. 428a-450, Crostis (m 1460), Forc. Vidus (m 1657)
24-25.09.2010	1. - Pradis (m 467), St. del Zet (m 728), Riulade (m 841), Cas. Foramaz (m 927), Parcheggio auto (m 1050), Rif. Vualt (m 1168) (maltempo)

18-19.05.2011	6.- Parcheggio auto (m 1050), sentt. 428a-450, Crostis (m 1460), Forc. Vidus (m 1657)
12-13.07.2011	4.- Roveredo (m 376), sent. 424, St. Ràuni (m 630), Rio Fondaris (m 856), Cas. Fondaris (m 907), Cas. la Cita (m 1010), Cas. di Tamaruc (m 977) e ritorno.
15-16.08.2011	2. - Ex St. del Zet (m 728), Diga del Cartificio, sent. bianco/blue, bivio m 724, (m
18-19.06.2012	6. - Rif. Vualt (m 1168), Fontanon, ex Rif. Militare (m 1321), Cas. Forchiettis, Cjasut dal Sior (m 1752), M. Vualt (m 1291), Rif. Vualt (m 1168).
06-07.09.2012	4. - Roveredo (m 376), sent. 424, St. Ràuni (m 630), Rio Fondaris (m 856), Cas. Fondaris (m 907), Cas. la Cita (m 1010), Cas. di Tamaruc (m 977) e ritorno.
03-04.10.2012	2. - Ex St. del Zet (m 728), Diga del Cartificio, sent. bianco/blue, bivio m 724, Costa della Sega, cengie Cuel da le Fratte (m 1263), Cas. Crostis (m 1470), bivio sent. 450, Parcheggio auto (m 1050), ex St. del Zet (m 728).
16-17.04.2013	1. - Pradis (m 467), St. del Zet (m 728), Riulade (m 841), Cas. Foramaz (m 927), Parcheggio auto (m 1050), Rif. Vualt (m 1168)
21-22.06.2013	5. - Parcheggio auto (m 1050), sentt. 428a-450, Crostis (m 1460), Forc. Vidus (m 1657)
14-15.10.2013	6. - Rif. Vualt (m 1168), Fontanon, ex Rid. Militare (m 1321), Cas. Forchiettis, Cjasut dal Sior (m 1752), M. Vualt (m 1291), Rif. Vualt (m 1168).
15-16.04.2014	1. - Pradis (m 467), St. del Zet (m 728), Riulade (m 841), Cas. Foramaz (m 927), Parcheggio auto (m 1050), Rif. Vualt (m 1168)
10-11.10.2014	3. - Rif. Vualt (m 1168), Biv. G. Bianchi (m 1712).
19.09.2015	Inizio lavoro di determinazione
25.09.2019	Inizio lavoro redazionale

Itinerario n°	Visite realizzate n°	Specie censite	
		Cecidi	Ospiti
1	18	218	282
2	8	80	194
3	11	91	181
4	7	170	160
5	8	147	219
6	10	125	180
6	62	831	1216

3. – Materiali e metodi

In un concetto moderno di censimento delle fitopatie, non è sufficiente descrivere l'azione cecidologica prodotta da una determinata specie, è necessario documentare anche l'alterazione prodotta con tutti i dettagli utili al suo riconoscimento e, dov'è possibile, catturare e conservare anche il galligeno produttore, consentendo di risalire ad uno strumento diagnostico preciso. Interessante è pure la distribuzione del galligeno rispetto a quello della pianta ospite e in quella dell'area indagata, quale

fonte comparativa per successive indagini.

A tale scopo ci siamo valse del Progetto Cartografico Europeo di fitogeografia (ERHENDORFER-HAMANN, 1965) adottato dal Dipartimento di Biologia dell'Università degli Studi di Trieste (Sezione di Botanica), in cui è inserita l'area indagata, tra le 78 aree di base. Ogni area di base o Unità Geografica Operazionale (Operational Geographic Units (OGU) (CROVELLO, 1981) corrisponde ad $\frac{1}{4}$ del foglio della carta topografica d'Italia dell'Istituto Geografico Militare (IGM) alla scala 1:50.000 (11x13 km = 143 kmq). L'area della Riserva è interessata dal quadrante 9545.

In questo contributo riportiamo le 831 specie galligene raccolte o catturate a vista, sulle 606 specie vegetali ospiti, cioè il 55% di specie vegetali galligene, rispetto a quelle reali di 1100 entità.

In questo contributo quindi, è stato possibile esaminare le galle prodotte da Fitoplasmii, quali organismi unicellulari delimitati da una membrana, ma hanno la peculiare caratteristica di non essere dotati di una parete rigida. Ne consegue che essi sono pleomorfi, non hanno cioè una forma stabile e definita. Rappresentano una evoluzione degenerativa dei batteri. I micoplasmii associati alle malattie delle piante sono stati recentemente denominati fitoplasmii. Nelle piante i fitopatogeni batterici si sviluppano esclusivamente nelle cellule del floema e tendono a distribuirsi, più o meno uniformemente, in tutti gli organi (OSLER *et al.*, 1996). In questo raro caso rinvenuto nella Riserva, ricorderemo *Rhodococcus* spp. che altera l'aspetto di *Leucanthemum heterophyllum* con forme palmate (Per la complessità del soggetto, ci riserviamo la conferma in seguito ad un'analisi più approfondita).

Seguono i **Bacteria**, quali microrganismi procarioti parassiti unicellulari, geneticamente aploidi e autonomi, che producono numerose infezioni. Tra i più diffusi galligeni ricorderemo *Agrobacterium* spp. e *Pseudomonas* spp., che infettano e alterano gli assi caulinare ed i rami delle piante superiori causando, con i prodotti del metabolismo, *tumori vegetali* in cui i tessuti sono differenziati in un modo del tutto disordinato.

Ci sono poi i **Fungi** parassiti uni- o pluri-cellulari, il cui micelio vive tra o a spese delle cellule parenchimatice e che modificano i tessuti vegetali. È un processo di proliferazione cellulare che altera localmente il tessuto vegetale e il colore epidermico (stroma, ticchiolatura, vaiolatura, ruggine, ecc.). I micromiceti sono tra i più importanti fitocedici della vegetazione. Tra questi ricorderemo gli Ascomycota (Erysiphaceae, Hypocreaceae, Hyaloscyphaceae, Protomycetaceae, Rhytismataceae e Taphrinaceae), i Basidiomycota (Coleosporiaceae, Cronartiaceae, Melamp-

so-raceae, Phragmidiaceae, Pucciniaceae, Pucciniastraceae, Sphaerophragmiaceae, Uropyxidaceae, Incertae sedis, Exobasidiaceae, Tilletiaceae e Ustilaginaceae) seguite da entità numeriche minori, quali Chytridiomycota (Physodermataceae e Synchronytriacae), Myxomycota (Didymiaceae), Oomycota (Albuginaceae, Peronosporaceae), Plasmodiophoromycota (Plasmodiophoraceae), Mitosporic Fungi e infine da Angiospermae (Loranthaceae).

Ulteriori agenti eziologici della vegetazione, sono rappresentati dai **Nematodi**, vermi cilindrici, filiformi o anguilliformi che parassitano numerose piante producendo generalmente galle subglobose a spese delle radici. Tra quelli osservati, ci sono Anguinidae, Heteroderidae, Meloidogynidae e Aphelenchoididae, che possono arrecare gravi danni, le cui specie tuttavia, sono soggette a parassitizzazione che ne controlla la diffusione.

Particolarmente attivi in campo cecidologico sono gli **Acari**, che producono erinosi sulla pagina inferiore delle foglie della pianta ospite, arrotolamenti dei bordi fogliari e rare forme galligene solide. I principali sono Tenuipalpidae, Phytodidae, Eriophyidae e Diptilomiopidae.

Segue infine, il vasto e complesso mondo degli **Insecta**, i quali inducono sorprendenti forme galligene, specifiche per ogni specie e in differenti parti aeree della pianta ospite, i quali sono Thysanoptera (Thripidae), Heteroptera (Miridae e Tingidae), Homoptera Auchenorrhyncha (Cercopidae), Homoptera Sternorrhyncha (Aphalaridae, Psyllidae e Trioizidae), Homoptera Aphidoidea (Adelgidae e Aphididae), Homoptera Coccoidea (Asterolecaniidae e Diaspididae), Coleoptera Polyphaga VII (Buprestidae), Coleoptera Polyphaga XIV (Cerambycidae), Coleoptera Polyphaga XVI (Apionidae, Curculionidae e Scolytidae), Diptera Cecidomyiidae (Cecidomyiidae), Diptera Tephritoidea (Lonchaeidae e Tephritidae), Diptera Opomyzoidea (Agromyzidae e Chloropidae), Diptera Muscoidea (Anthomyidae), Lepidoptera Nepticuloidea (Nepticulidae e Heliozelidae), Lepidoptera Tineoidea (Gracillariidae), Lepidoptera Gelechioidea (Coleophoridae, Monphidae e Gelechiidae), Lepidoptera Cossioidea (Sesiidae), Lepidoptera Tortricoidea (Tortricidae), Lepidoptera Alucitoidea (Alucitidae), Lepidoptera Pterophoroidea (Pterophoridae), Lepidoptera Pyraloidea (Pyralidae e Crambidae), Lepidoptera Geometroidea (Geometridae), Lepidoptera Nectuoidea (Nectuidae), Hymenoptera Symphita (Argidae e Tenthredinidae), Hymenoptera Cynipoidea (Cynipidae) e Hymenoptera Chalcidoidea (Eurytomidae).

In seguito ai risultati dell'esame dei reperti raccolti, dopo una prima determinazione e relativa posizione sistematica secondo i cataloghi di HOUARD (1908-1909-1913), GOIDANICH (1959-1975) e di BUHR (1964-1965), la tassonomia e la sistematica sono state aggiornate in base ai lavori di AMRINE-STASNY (1994), MINELLI-RUFFO-POSTA (1995), HAWKSWORTH-KIRK-SUTTON & PEGLER (1995), REMAUDIERE (1997), GARRITY-WINTERS & SEARLES (2001) e GAGNE (2004-2014): ulteriori confronti con i siti Web più aggiornati. Per quanto riguarda l'aspetto botanico, ci si è riferiti alla Flora d'Italia di PIGNATTI (1997), nonostante la pubblicazione più recente del Catalogo delle piante vascolari del FVG di POLDINI *et al.* (2002); ciò anche in seguito ai suggerimenti dei vari specialisti zoologico-entomologici.



Per i reperti di difficile determinazione si è ricorso alla coltura del galligeno, attraverso il quale si è accertata la reale identità della galla stessa; mentre per le specie critiche, ci si è valse della collaborazione dei rispettivi specialisti, che si nominano nei ringraziamenti.

Il materiale d'erbario raccolto, del quale parte è stata conservata nella Cecidoteca del FVG ed i dati di campagna, sono stati registrati nella banca dati, depositata presso il Museo Civico di Storia Naturale di Trieste.

Per la storia e la biologia dei galligeni del FVG, si rimanda ai lavori di TOMASI (1996 e 2008a-b).

4. – Risultati

In seguito alle accurate indagini cecidologiche svolte nell'area della Riserva, con 62 escursioni programmate e realizzate tra aprile 2005 e ottobre 2014, in questo lavoro sono state esaminate 606 specie botaniche ospiti, interessate dalle 831 infezioni cecidologiche, il 55% rispetto alle 1100 specie vegetali reali, mentre quelle galligene sono nominate 1216 volte.

Di questi galligeni ben 40 specie risultano non citate nella Checklist delle specie della Fauna italiana e 48 specie, nonostante provochino evidenti alterazioni alla pianta ospite, vari Autori le ritengono pseudogalle.

ELENCO NUMERICO RIASSUNTIVO 2005-2014

Ordini e famiglie	Galligeni	Ospiti
FITOPLASMI		
Actinomycetales Nocardiaceae	1	1
BACTERIA		
Alphaproteobacteria Rhizobiaceae	1	6
Gammaproteobacteria Pseudomonadaceae	1	1
FUNGI		
Ascomycota Erysiphales Erysiphaceae	3	3
Hypocreales Clavicipitaceae	2	2
Hypocreaceae	3	7
Leotiales Hyaloscyphaceae	1	1
Phyllachorales Protomycetales	6	6
Rhytismatales Rhytismataceae	1	2
Taphrinales Taphrinaceae	20	23
Basidiomycota Uredinales Coleosporiaceae	4	4
Cronartiaceae	1	2
Melamporaceae	7	16

Phragmidiaceae	9	10
Pucciniaceae	108	147
Pucciniastraceae	5	5
Sphaerophragmiaceae	1	1
Uropyxidaceae	1	1
Incertae sedis	2	2
Exobasidiales Exobasidiaceae	5	5
Ustilaginales Tilletiaceae	30	37
Ustilaginaceae	31	42
Chytridiomycota Blastocladales Physodermataceae	4	4
Synchytriaceae	10	14
Myxomycota Physarales Didymiaceae	1	1
Oomycota Peronosporales Albuginaceae	3	12
Peronosporaceae	9	13
Plasmodiophoromycota Plasmodiophoraceae	1	5
Mitosporic Fungi	2	2

ANGIOSPERMAE DICOTYLEDONES

Loranthaceae	2	2
--------------	---	---

NEMATODA

Secernentea Tylenchida Anguinidae	4	22
Heteroderidae	3	4
Meloidogynidae	1	9
Aphelenchoidae	1	2

ARACHNIDA ACARI

Acari Tenuipalpidae	1	1
Phytoptidae	3	5
Eriophyidae	81	137
Diptilomiopidae	2	3

INSECTA

Thysanoptera Thripidae	6	7
Heteroptera Miridae	1	1
Tingidae	5	5
Homoptera Auchenorrhyncha Cercopidae	1	15
Homoptera Sternorrhyncha Psylloidea		
Aphalaridae	5	6
Psyllidae	2	2
Triozidae	16	24
Homoptera Sternorrhyncha Aphidoidea		
Adelgidae	6	8
Aphididae	67	92

Homoptera Coccoidea		
Asterolecaniidae	1	7
Diaspididae	5	13
Coleoptera Polyphaga VII		
Buprestidae	2	3
Coleoptera Polyphaga XIV		
Cerambycidae	2	3
Coleoptera Polyphaga XVI (Curculionoidea)		
Apionidae	25	33
Curculionidae	39	57
Scolytidae	1	4
Diptera Cecidomyiidea		
Cecidomyiidae	140	190
Diptera Tephritoidea		
Lonchaeidae	1	1
Tephritidae	24	35
Diptera Opomyzoidea		
Agromyzidae	6	11
Diptera Carnoidea		
Chloropidae	5	7
Diptera Muscoidea		
Anthomyiidae	1	1
Lepidoptera Nepticulidae	3	3
Heliozelidae	1	1
Lepidoptera Tineoidea I		
Gracillariidae	1	2
Lepicoptera Gelechioidea		
Coleophoridae	1	1
Monpidae	3	3
Gelechiidae	8	12
Lepidoptera Cossoidea		
Sesiidae	3	3
Lepidoptera Tortricoidea		
Tortricidae	16	22
Lepidoptera Alucitoidea		
Alucitidae	2	2
Pterophoridae	2	3
Lepidoptera Pyraloides		
Pyralidae	1	2
Crambidae	2	2
Lepidoptera Geometroidea		
Geometridae	1	1
Lepidoptera Noctuoidea		

Noctuidae	1	1
Hymenoptera Symphyta		
Argidae	1	1
Tenthredinidae	26	39
Hymenoptera Cynipoidea		
Cynipidae	25	31
Hymenoptera Chalcidoidea		
Eurytomidae	2	2

	831	1216

ELENCO GENERALE SISTEMATICO GALLE-PIANTE

FITOPLASMI

ACTINOMYCETALES

Nocardiaceae

Rhodococcus fascians (Tilford) Lacey, 1939 *Leucanthemum heterophyllum*
(Willd.) DC.

BACTERIA

ALPHAPROTEOBACTERIA RHIZOBIALES

Rhizobiaceae

Agrobacterium tumefaciens (E.F. Smith &
Towsend) Conn, 1942

Abies alba Miller
Picea excelsa (Lam.) Link
Fagus sylvatica L.
Castanea sativa Miller
Quercus petraea (Mattuschka)

Liebl.

Quercus pubescens Willd.

GAMMAPROTEOBACTERIA PSEUDOMONADALES

Pseudomonadaceae

Pseudomonas savastanoi (E.F. Smith) Stevens
f. sp. *fraxini* (Brown) Dowson, ?

Fraxinus ornus L.

FUNGI

ASCOMYCOTA ERYSIPIHALES

Erysiphaceae

- Erysiphe platani* (Howe) U. Braun & S. Takam., 2000 (*)
Platanus hispanica Mill. ex Münchh.
- Podosphaera fugax* (Penz. & Sacc.) U. Braun & S. Takam., 2000
Geranium sylvaticum L.
- Podosphaera macularis* (Wallr.) U. Braun & Takam., 2000
Humulus lupulus L.

ASCOMYCOTA HYPOCREALES

Clavicipitaceae

- Claviceps purpurea* (Fr.) Tul., 1853
Phalaris canariensis L.
- Claviceps sesleriae* Stäger, 1906
Sesleria ovata (Hoppe) Kerner

Hypocreaceae

- Neonectria coccinea* (Pers.) Rossman & Samuels, 1999
Ulmus minor Miller
Tilia cordata Miller
- Nectria ditissima* (Tul. & C. Tul.) Samuels & Rossman, 2006
Betula pubescens Ehrh.
Fagus sylvatica L.
Fraxinus excelsior L.
- Neonectria galligena* (Bres.) Rosman & Samuels, 1999
Alnus incana (L.) Moench
Carpinus betulus L.

ASCOMYCOTA LEOTIALES

Hyaloscyphaceae

- Lachnellula occidentalis* (G.G. Hahn & Ayers) Dharne, 1965
Larix decidua Miller

ASCOMYCOTA PROTOMYCETALES

Protomycetaceae

- Protomyces buerenianus* Buhr, 1949
Galinsoga parviflora Cav.
- Protomyces crepidis-paludosae* Büren, 1922
Crepis paludosa (L.) Moench
- Protomyces kriegerianus* Büren, 1922
Leontodon hispidus L.
- Protomyces macrosporus* Unger, 1833
Leserpitium peucedanoides L.
- Protomyces sonchi* Lindf., 1918
Sonchus oleraceus L.
- Volkartia rhaetica* (Volkart) Maire, 1907
Crepis conyzifolia (Gouan) D. Torre

ASCOMYCOTA RHYTISMATALES

Rhytismataceae

- Rhytisma salicinum* (Pers.) Fr., 1823
Salix alpina Scop.
Salix glabra Scop.

ASCOMYCOTA TAPHRINALES

Taphrinaceae

- Protomyopsis crepidis* Jaap, 1908
Crepis froelichiana DC. subsp. *dinarica* (Beck) Guterm.
- Taphrina acericola* C. Massal., 1894
Acer campestre L.
- Taphrina athyrii* Siemaszko, 1923
Athyrium filix-foemina (L.) Roth
- Taphrina betulina* Rostr., 1883
Betula pubescens Ehrh.
- Taphrina caeruleascens* ((Desm. & Mont.) Tul., 1866
Quercus robur L.
- Taphrina carpini* (Rostr.) Johanson, 1885
Carpinus betulus L.
- Taphrina cerasi* (Fuckel) Sadeb., 1890
Prunus avium L.
- Taphrina crataegi* Sadeb., 1890
Crataegus monogyna Jacq
- Taphrina deformans* (Berk.) Tul., 1866
Sorbus chamaemespilus (L.) Crantz
- Taphrina epiphylla* (Sadeb.) Sacc., 1889
Alnus incana (L.) Moench
- Taphrina fusca* Giesenh., 1899
Dryopteris villarsii (Bellardi) Woynar
- Taphrina johansonii* Sadeb., 1891 (1890)
Populus tremula L.
- Taphrina media* Palm, 1918 (1017-18)
Alnus glutinosa (L.) Gaertner
- Taphrina populina* Pers., 1815
Populus nigra L.
- Taphrina pruni* (Fuckel) Tul., 1866
Prunus spinosa L.
Prunus domestica L.
- Taphrina pseudoplatani* (C. Massal.) Jaap, 1917
Acer pseudoplatanus L.
- Taphrina rhizophora* Johanson, 1886
Populus alba L.
- Taphrina turgida* Rostr., 1883
Betula pendula Roth
- Taphrina ulmi* (Fuckel) Johanson, 1886 (1885)
Ulmus glabra Hudson
Ulmus minor Miller
- Taphrina vestergrenii* Giesenh., 1901
Dryopteris filix-mas (L.) Schott
- Taphrina viridis* (Sadeb.) Maire, 1912 (1910)
Alnus viridis (Chaix) DC.

BASIDIOMYCOTA UREDINALES

Coleosporiaceae

- Chrysomyxa pyrolae* Rostr., 1881
Pyrola minor L.
- Chrysomyxa ramischiae* Lagerh., 1909
Orthilia secunda (L.) House
- Chrysomyxa woronini* Tranzschel, 1903
Picea excelsa (Lam.) Link
- Coleosporium saussureae* Thüm., 1880
Saussurea discolor (Willd.) DC.

Cronartiaceae

Cronartium flaccidum (Alb. & Schwein) G.
Winter, 1880

Pinus nigra Arnold
Pinus mugo Turra

Melampsoraceae

Melampsora caprearum Tubeuf, 1902

Salix appendiculata Vill.
Salix caprea L.

Melampsora epitea Thüm., 1879

Salix purpurea L.
Salix caprea L.
Salix eleagnos Scop.
Euonymus europaeus L.
Euonymus latifolius (L.) Miller

Melampsora larici-epitea Kleb., 1899

Salix retusa L.

Melampsora lini (Ehrenb.) Lév., 1847

Linum catharticum L.

Melampsora populnea (Pers.) P. Karst., 1879

Pinus sylvestris L.
Pinus mugo Turra
Populus alba L.

Melampsora ribesii-purpureae Kleb., 1901

Mercurialis perennis L.
Salix purpurea L.

Melampsora salicis albae Kleb., 1901

Salix daphnoides Vill.
Salix alba L.

Phragmidiaceae

Frommeella tormentillae (Fuckel) Cummins &
Y. Hirats., 1983

Potentilla erecta (L.) Räuschel

Phragmidium acuminatum (Fr.) Cooke, 1871

Rubus saxatilis L.

Phragmidium bulbosum (Fr.) Schltdl., 1824

Rubus caesius L.

Phragmidium fusiforme J. Schröt., 1870 (1869)

Rosa pendulina L.

Phragmidium mucronatum (Pers.) Schltdl., 1824

Rosa villosa L.

Rosa canina L.

Phragmidium rosae pimpinellifoliae Dietel, 1905

Rosa rubrifolia Vill.

Phragmidium rubi-idaei (DC.) P. Karst, 1878

Rubus idaeus L.

Trachyspora alchemillae (Pers.) Fuckel, 1861

Alchemilla vulgaris L. em. Fröhner

Xenodochnus carbonarius Schltdl., 1826

Sanguisorba officinalis L.

Pucciniaceae

Gymnosporangium confusum Plowr., 1889

Pyrus communis L.

Gymnosporangium tremelloides R. Hartig, 1882

Sorbus aucuparia L.

Puccinia aconiti-rubri Lüdi, 1918

Sorbus aria (L.) Crantz

Puccinia actaeae-agropyri E. Fisch., 1901

Aconitum paniculatum Lam.

Actaea spicata L.

Puccinia adoxae R. Hedw., 1805

Aquilegia vulgaris L.

Puccinia aegra (Schumach.) DC., 1815

Adoxa moschatellina L.

Puccinia aegopodii (Schumach.) Link, 1817

Viola biflora L.

Puccinia alnetorum Gäum., 1941

Aegopodium podagraria L.

Puccinia alternans Arthur, 1910 (1909)

Clematis recta L.

Thalictrum aquilegifolium L.

Thalictrum flavum L.

Thalictrum lucidum L.

Puccinia angelicae (Schumach.) Fuckel, 1870
(1969-70)

Laserpitium prutenicum L.

Puccinia arenariae (Schumach.) J. Schröt., 1880

Moehringia trinervia (L.) Clairv.

Minuartia sedoides (L.) Hiern

Stellaria media (L.) Vill.

Cerastium holosteoides Fries

ampl. Hylander

Sagina procumbens L.

Lychnis flos-cuculi L.

Saponaria officinalis L.

Impatiens noli-tangere L.

Puccinia argentata (Schultz) G. Winter, 1880

Puccinia asteris-alpini P. Syd. & Syd., 1902
(1904)

Aster alpinus L.

Puccinia athamanthina P. Syd. & Syd., 1902
(1904)

Athamanta turbith (L.) Brot.

Puccinia atragenicola (Bubák) P. Syd. & Syd.,
1903 (1904)

Clematis alpina (L.) Miller

Senecio ovirensis (Koch) DC.

Puccinia baldensis Gäum., 1951

Puccinia bellidistri (Unger) G. Winter, 1881
(1884)

Aster bellidiastrum (L.) Scop.

Puccinia bistortae (F. Strauss) DC., 1815

Carum carvi L.

Puccinia buxi Sowerby, 1809

Buxus sempervirens L.

Puccinia calcitrapae DC., 1805

Arctium lappa L.

Arctium minus (Hill) Bernh.

Cirsium vulgare (Savi) Ten.

Carlina acaulis L.

Puccinia campanulae Carmich., 1836

Campanula rapunculus L.

Campanula glomerata L.

Campanula rotundifolia L.

Puccinia cervariae Lindroth, 1901

Peucedanum cervaria (L.) Lapeyr.

Puccinia chaerophylli Purton, 1821

Chaerophyllum hirsutum L.

Koch) Briq.

Chaerophyllum temulum L.

Myrrhis odorata (L.) Scop.

Puccinia circaeae Pers., 1794

Circaea x intermedia Ehrh.

- Puccinia circaeae-caricis* Hasler, 1930
Puccinia clematidis-secalis Dupias, 1948
Puccinia cnici-oleracei Pers., 1823
Puccinia commutata P. Syd. & Syd., 1902 (1904)
Puccinia conglomerata (F. Strauss) Röhl, 1813
Puccinia convallariae-digraphidis Kleb., 1869
Puccinia coronata Corda, 1837

Puccinia crepidis-montana Magnus, 1904
Puccinia cribrata Arthur & Cummins, 1933
Puccinia dentariae (Alb. & Schwein.) Fuckel, 1871

Puccinia dioicae Magnus, 1877
Puccinia geranii-silvatici P. Karst., 1866
Puccinia gigantea P. Carso, 1878
Puccinia globulariae DC., 1815

Puccinia glomerata Grev., 1837
Puccinia graminis Pers., 1794
Puccinia hieracii (Röhl.) H. Mart., 1817

Puccinia karstenii Lindr., 1901
Puccinia komarovii Tranzschel ex P. Syd. & Syd., 1903 (1904)
Puccinia jackyana Gäum. ex Jørst., 1961
Puccinia libanotidis Lindr., 1901
Puccinia ligericae P. Syd., 1892
Puccinia longissima J. Schröt., 1879

Puccinia magnusiana Körn., 1876
Puccinia major Dietel, 1894
Puccinia malabailae Bubák, 1900
Puccinia malvacearum Bertero ex Mont., 1852
Puccinia menthae Pers., 1801
Puccinia moliniae Tul., 1854
Puccinia nigrescens Kirchn., 1856
Puccinia obtusata G.H. Otth ex E. Fisch., 1898
- Circaea alpina* L.
Clematis vitalba L.
Cirsium oleraceum (L.) Scop.
Valeriana tripteris L.
Homogyne alpina (L.) Cass.
Convallaria majalis L.
Rhamnus saxatilis Jacq.
Rhamnus pumilus Turra
Frangula alnus Miller
Crepis pontana (L.) D. Torre
Vinca minor L.

Cardamine bulbifera (L.) Crantz
Cardamine enneaphyllos (L.) Crantz
Cirsium erisithales (Jacq.) Scop.
Geranium rotundifolium L.
Epilobium angustifolium L.
Globularia punctata Lapeyr.
Globularia cordifolia L.
Petasites paradoxus (Retz.) Baumg.
Berberis vulgaris L.
Centaurea jacea L.
Taraxacum balticiforme Dahlst.
Hieracium glaucum All.
Hieracium villosum L.
Hieracium sabaudum L.
Angelica sylvestris L.

Impatiens parviflora DC.
Scorzonera austriaca Willd.
Seseli libanotis (L.) Koch
Senecio viscosus L.
Sedum maximum (L.) Suter
Sedum acre L.
Phragmites australis (Cav.) Trin.
Crepis paludosa (L.) Moench
Grafia golaka (Hacq.) Rchb.
Malva sylvestris L.
Mentha aquatica L.
Prunella grandiflora (L.) Scholler
Salvia verticillata L.
Ligustrum vulgare L.

- Puccinia oerteliana* Tranzschel, 1923
Puccinia opizii Bubák, 1902
Puccinia pазschkei Dietel, 1891
Puccinia petasitis Vestergr., 1909

Puccinia peucedani-austriaci Mayor ex Gäum., 1941

Puccinia pimpinellae-bistortae Semadeni, 1916
Puccinia poae-aposeridis Gäum. & Poelt, 1960
Puccinia poarum Nielsen, 1877
Puccinia polygoni-amphibii Pers., 1801

Puccinia primulae (DC.) Duby, 1830

Puccinia ranunculi A. Blytt, 1882
Puccinia recondita Roberge ex Desm., 1857

Puccinia retifera Lindr., 1902 (1901-02)
Puccinia rytzii Gäum. & Jaag, 1935
Puccinia salviae Unger, 1836
Puccinia saniculae Grev., 1824
Puccinia saxifragae Schltdl., 1824
Puccinia schroeteriana Kleb., 1895
Puccinia scorzonerae (Schumach.) Juel, 1896
Puccinia selini-carvifoliae Sävul., 1940
Puccinia sessilis J. Schröt., 1879 (1869)

Puccinia sorghi Schwein., 1832 (1834)
Puccinia stipina Tranzschel, 1913

Puccinia terrieri Gäum., 1941

Puccinia thesii (Desv.) Chaillot, 1830
Puccinia thlaspeos Ficinus & C. Schub., 1823

Puccinia uralensis Tranzschel, 1891
Puccinia urticae-caricis Kleb., 1899
Puccinia virgae-aureae (DC.) Lib., 1837
- Geranium sanguineum* L.
Lactuca serriola L.
Saxifraga hostii Taussch
Petasites hybridus (L.) Gaertn.
Petasites albus (L.) Gaertn.

Peucedanum austriacum (Jacq.) Koch
Pimpinella major (L.) Hudson
Aposeris foetida (L.) Less.
Tussilago farfara L.
Geranium molle L.
Geranium columbinum L.
Primula veris L.
Primula veris L. subsp. *columnae* (Ten.) Lüdi
Ranunculus alpestris L.
Thalictrum minus L.
Borago officinalis L.
Chaerophyllum aureum L.
Campanula cochleariifolia Lam.
Salvia glutinosa L.
Sanicula europaea L.
Saxifraga rotundifolia L.
Serratula tinctoria L.
Scorzonera rosea W. & K.
Selinum carvifolia (L.) L.
Orchis morio L.
Orchis mascula L.
Orchis incarnata L.
Oxalis corniculata L.
Thymus pulegioides L.
Salvia pratensis L.
Peucedanum verticillare (L.) Koch
Thesium bavarum Schrank
Arabidopsis thaliana (L.) Heynh.
Cardaminopsis halleri (L.) Hayek subsp. *ovirensis* (Wulfen) Hegi & Schmid
Senecio nemorensis L.
Urtica dioica L.
Solidago virgaurea L.

- Puccinia vossii* Körn. ex G. Winter, 1881 (1884) *Stachys recta* L.
Puccinia xanthii Schwein., 1822 *Xanthium italicum* Moretti
Uromyces aconiti Fuckel, 18884 *Aconitum lamarckii* Rchb.
Uromyces aecidiiforme (F. Strauss) C.C. Ress, 1917 *Lilium martagon* L.
Uromyces alpestris Tranzschel, 1910 *Euphorbia cyparissias* L.
Uromyces auriculae (Magnus) A. Buchheim, 1924 *Primula auricula* L.
Uromyces bresadolae Tranzschel, 1910 *Euphorbia angulata* Jacq.
Uromyces carpathicus Namyst., 1911 *Geranium phaeum* L.
Uromyces armeriae (Schltdl.) Lév., 1847 *Geranium palustre* L.
Uromyces caricis sempervirentis E. Fisch., 1898 *Armeria alpina* Willd.
Uromyces dactylidis G.H. Otth, 1861 *Phyteuma spicatum* L.
Uromyces ficariae (Schumach.) Lév., 1860 *Phyteuma orbiculare* L.
Uromyces fischerianus Mayor, 1906 *Ranunculus repens* L.
Uromyces geranii *Ranunculus ficaria* L.
Uromyces graminis (Niessl) Dietel, 1892 *Ranunculus bulbosus* L.
Uromyces junci Tul., 1854 *Geranium pratense* L.
Uromyces kochianus Gäum., 1933 *Foeniculum vulgare* Miller
Uromyces lineolatus (Desm.) J. Schröt., 1876 *Buphthalmum salicifolium* L.
Uromyces minor J. Schröt., 1887 (1889) *Geranium nodosum* L.
Urocystis primulae (Rostr.) Vánky, 1985 *Apium graveolens* L.
Uromyces scrophulariae (DC.) Fuckel, 1870 (1869-70) *Pastinaca sativa* L.
Uromyces striolatus Tranzschel, 1910 *Daucus carota* L.
Uromyces trifolii-repentis Liro, 1906 (1906-1908) *Trifolium montanum* L.
Uromyces veratri (DC.) J. Schröt., 1870 (1869) *Primula vulgaris* Hudson
Kerner *Scrophularia nodosa* L.
Euphorbia cyparissias L.
Trifolium hybridum L.
Trifolium campestre Schreber
Adenostyles alliariae (Gouan)

Pucciniastraceae

- Melampsorella caryophyllacearum* (DC.) J. Schröt., 1874 *Abies alba* Miller
Milesina dieteliana (Syd. & P. Syd.) Magnus, 1909 *Polypodium vulgare* L.
Pucciniastrum goeppertianum (I.G. Kühn) Kleb., 1904 *Vaccinium vitis-idaea* L.
Pucciniastrum symphyti (DC.) Mc Kenzie &

- Padamsee, 2014 *Symphytum tuberosum* L.
Thekopsora fischeri Cruchet, 1916 *Calluna vulgaris* (L.) Hull

Sphaerophragmiaceae

- Triphragmium ulmariae* (DC.) Link, 1825 *Filipendula vulgaris* Moench

Uropyxidaceae

- Tranzschelia anemones* (Pers.) Nannf., 1939 *Anemone nemorosa* L.

Incertae sedis

- Aecidium belladonnae* H.K.G. Paul & Poelt, 1950 *Atropa belladonna* L.
Aecidium kabatianum Bubák, 1899 *Myosotis arvensis* (L.) Hill

BASIDIOMYCOTA EXOBASIDIALES

Exobasidiaceae

- Exobasidium myrtilli* Siegm., 1879 *Vaccinium myrtillus* L.
Exobasidium rhododendri (Fuckel) C.E. Cramer, 1874 *Rhododendron ferrugineum* L.
Exobasidium rhododendri (Fuckel) C.E. Cramer, 1874 *Rhododendron hirsutum* L.
Exobasidium uvae-ursi (Maire) Juel, 1912 *Arctostaphylos uva-ursi* (L.) Sprengel
Exobasidium vaccinii (Fuckel) Woronin, 1867 *Arctostaphylos alpinus* (L.) Sprengel

BASIDIOMYCOTA USTILAGINALES

Tilletiaceae

- Antherospora muscari-botryoides* (Cif.) Piatek & M. Lutz, 2013 *Muscari botryoides* (L.) Miller
Doassansia epilobii Farl. ex De Toni, 1883 *Epilobium alsinifolium* Vill.
Entorrhiza casparyana (Magnus) Lagerh., 1888 *Juncus articulatus* L.
Entyloma crepidi-rubrae (Jaap)Liro, 1938 *Crepis biennis* L.
Entyloma hieracii Syd. & P. Syd., 1924 *Hieracium pospichalii* Zahn
Entyloma matricariae Rostr., 1884 *Matricaria inodora* L.
Entyloma picridis Rostr., 1877 *Taraxacum palustre* (Lyons) Symons
Entyloma picridis Rostr., 1877 *Picris hieracioides* L.
Entyloma veronicae (Halst.) Lagerh., 1891 *Veronica serpyllifolia* L.
Melanotaenium jaapii Magnus, 1911 *Lamium album* L.
Tilletia anthoxanthi A. Blitt, 1896 *Anthoxanthum odoratum* L.
Tilletia cerebrina Ellis & Everh. ex Sacc., 1888 *Deschampsia caespitosa* (L.) Beauv.
Tilletia sesleriae Juel, 1894 *Sesleria varia* (Jacq.) Wettst.
Tilletia sphaerococca A.A. Fisch. Wald., 1867 *Agrostis alpina* Scop.

CHYTRIDIOMYCOTA BLASTOCLADIALES**Physodermataceae**

- Physoderma heleocharidis* (Fuckel) J. Schröt., 1886
Physoderma majus (J. Schröt.) Karling, 1950
Physoderma pulposum Wallr., 1833
Physoderma vagans J. Schröt., 1886 (1889)
- Eleocharis palustris* (L.) R. & S.
Rumex acetosa L.
Atriplex patula L.
Potentilla reptans L.

Synchytriaceae

- Synchytrium aureum* (J. Schröt.) J. Schröt., 1870 (1869)
Synchytrium cupulatum F. Thomas, 1887
Synchytrium endobioticum (Schilb.) Percival, 1909
Synchytrium fulgens J. Schröt., 1873
Synchytrium infestans Rytz, 1907
Synchytrium laetum J. Schröt., 1879 (1869)
Synchytrium sanguineum J. Schröt., 1876
Synchytrium saxifragae Rytz, 1907
Synchytrium taraxaci de Bary & Woronin, 1863
Synchytrium viride W.G. Schneid., 1886 (1889)
- Parnassia palustris* L.
Genista tinctoria L.
Polygala vulgaris L.
Valeriana montana L.
Potentilla heptaphylla L.
Solanum dulcamara L.
Oenothera biennis L.
Thlaspi rotundifolium (L.) Gaudin
Gagea lutea (L.) Ker-Gawl.
Cirsium palustre (L.) Scop.
Saxifraga aizoides L.
Viola biflora L.
Taraxacum officinale Weber
Lathyrus niger (L.) Bernh.

MYXOMYCOTA PHYSARALES**Didymiaceae**

- Lepidoderma carestianum* (Rabenh.) Rostaf. 1875 (1874)
Juniperus communis L. subsp. *nana* Willd.

OOMYCOTA PERONOSPORALES**Albuginaceae**

- Albugo candida* (Pers. ex J.F. Gmel.) Roussel, 1806
Sisymbrium officinale (L.) Scop.
Alliaria petiolata (Bieb.) Cavara & Grande
Barbarea vulgaris R. Br.
Cardamine impatiens L.
Erophila verna (L.) Chevall.
Kernera saxatilis (L.) Rchb.
Capsella bursa-pastoris (L.)

Medicus

- Biscutella laevigata* L.
Diploaxis tenuifolia (L.) DC.
Diploaxis muralis (L.) DC.
Amaranthus retroflexus L.
Portulaca oleracea L.

- Wilsoniana bliti* (Biv.), Thines, 2005
Wilsoniana portulacae (DC.) Thines, 2005

Peronosporaceae

- Peronospora affinis* Rossmann, 1857
Peronospora arabidis-hirsutae Gäum., 1918
Peronospora alpicola Gäum., 1923
Peronospora boni-henrici Gäum., 1919 (1918)
Peronospora conferta (Unger) Unger, 1847
Peronospora farinosa (Fr.) Fr., 1849
Peronospora mayorii Gäum., 1923
Peronospora pulveracea Fuckel, 1863
Plasmopara densa (Rabenh.) J. Schröt., 1886 (1889)
Fumaria officinalis L.
Arabis hirsuta (L.) Scop.
Ranunculus aconitifolius L.
Chenopodium bonus-henricus L.
Cerastium alpinum L.
Chenopodium polyspermum L.
Chenopodium opulifolium Schrader
Chenopodium album L.
Vicia cracca L.
Helleborus odoratus W. & K.
Helleborus niger L.
Euphrasia rostkoviana Hayne
Euphrasia stricta D. Wolff

PLASMIDIOPHOROMYCOTA PLASMIDIOPHORALES**Plasmodiophoraceae**

- Plasmodiophora brassicae* Woronin, 1877
Erysimum odoratum Ehrh.
Hesperis matronalis L.
Lunaria annua L.
Lepidium campestre (L.) R. Br.
Lepidium virginicum L.

MITOSPORIC FUNGI

- Didymaria matricariae* Syd., 1921
Schroeteria delastrina (Tul. & C. Tul.) G. Winter, 1881 (1884)
Anthemis arvensis L.
Veronica arvensis L.

ANGIOSPERMAE DICOTYLEDONES**Loranthaceae**

- Viscum album* L.
Viscum album L. subsp. *austriacum* (Weisb.) Vollmann
Prunus avium L.
Pinus nigra Arnold

NEMATODA

SECERNENTEA TYLENCHIDA

Anguinidae

<i>Anguina agrostis</i> (Steinbuch, 1799)	<i>Poa alpina</i> L.
<i>Anguina graminis</i> (Hardy, 1850)	<i>Agrostis alpina</i> Scop.
	<i>Calamagrostis epigejos</i> (L.) Roth
	<i>Deschampsia caespitosa</i> (L.) Beauv.
<i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kuhn, 1857)	<i>Polygonum minus</i> Hudson
	<i>Stellaria media</i> (L.) Vill.
	<i>Cerastium holosteoides</i> Fries ampl. Hylander
	<i>Ranunculus repens</i> L.
	<i>Ranunculus arvensis</i> L.
	<i>Ranunculus ficaria</i> L.
	<i>Medicago lupulina</i> L.
	<i>Geranium molle</i> L.
	<i>Linum tenuifolium</i> L.
	<i>Euphorbia helioscopia</i> L.
	<i>Lysimachia punctata</i> L.
	<i>Veronica serpyllifolia</i> L.
	<i>Veronica hederifolia</i> L.
	<i>Carduus crispus</i> L.
	<i>Leontodon hispidus</i> L.
	<i>Poa annua</i> L.
<i>Ditylenchus myceliophagus</i> Goodey, 1958	<i>Calamagrostis arundinacea</i> (L.) Roth
	<i>Calamagrostis villosa</i> (Chaix) Gmelin

Heteroderidae

<i>Subanguina radiculicola</i> (Greef, 1872) (+)	<i>Lolium perenne</i> L.
<i>Heterodera schachtii</i> Schmidt, 1871	<i>Chenopodium album</i> L.
	<i>Helianthus tuberosus</i> L.
<i>Globodera rostochiensis</i> (Wollenweber, 1923)	<i>Solanum nigrum</i> L.

Meloidogynidae

<i>Meloidogyne hapla</i> Chitwood, 19949	<i>Rumex acetosella</i> L.
	<i>Erysimum odoratum</i> Ehrh.
	<i>Sedum telephium</i> L.
	<i>Trifolium repens</i> L.
	<i>Trifolium hybridum</i> L.
	<i>Digitalis grandiflora</i> Miller

Bidens tripartita L.
Rudbeckia laciniata L.
Matricaria chamomilla L.

Aphelenchoididae

<i>Aphelenchoides fragraria</i> (Ritzema Bos, 1890)	<i>Scabiosa graminifolia</i> L.
	<i>Anemone nemorosa</i> L.

ACARI ACTINEDIDA

Tenuipalpidae

<i>Cenopalpus pulcher</i> (Canestrini & Fanzago, 1876)	<i>Cornus sanguinea</i> L.
--	----------------------------

Phytoptidae

<i>Phytoptus avellanae</i> Nalepa, 1889	<i>Corylus avellana</i> L.
<i>Trisetacus pini</i> (Nalepa, 1887)	<i>Larix decidua</i> Miller
	<i>Pinus sylvestris</i> L.
	<i>Pinus mugo</i> Turra
<i>Trisetacus juniperinus</i> (Nalepa, 1911)	<i>Juniperus communis</i> L.

Eriophyidae

<i>Acalitus phloeocoptes</i> (Nalepa, 1890) (+)	<i>Prunus domestica</i> L.
<i>Acalitus rudis</i> (Canestrini, 1891)	<i>Betula pendula</i> Roth
<i>Aceria achilleae</i> (Corti, 1903)	<i>Achillea millefolium</i> L.
<i>Aceria alpestris</i> (Nalepa, 1892)	<i>Rhododendron ferrugineum</i> L.
<i>Aceria anthocoptes</i> (Nalepa, 1892)	<i>Cirsium vulgare</i> (Savi) Ten.
	<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop.
	<i>Leontodon autumnalis</i> L.
<i>Aceria artemisiae</i> (Canestrini, 1891)	<i>Artemisia vulgaris</i> L.
<i>Aceria bartschiae</i> (Nalepa, 1907)	<i>Bartsia alpina</i> L.
<i>Aceria bonarotae</i> (Canestrini & Massalongo, 1895)	<i>Paederota bonarota</i> (L.) L.
<i>Aceria campestricola</i> (Frauenfeld, 1865)	<i>Ulmus glabra</i> Hudson
	<i>Ulmus minor</i> Miller
	<i>Ulmus glabra</i> Hudson
	<i>Ulmus minor</i> Miller
<i>Aceria centaureae</i> (Nalepa, 1891)	<i>Centaurea scabiosa</i> L.
	<i>Centaurea jacea</i> L.
	<i>Centaurea transalpina</i> Schleicher
	<i>Centaurea triumfetti</i> All.
<i>Aceria dispar</i> (Nalepa, 1891)	<i>Populus tremula</i> L.
<i>Aceria effusa</i> (Canestrini, 1892)	<i>Salix daphnoides</i> Vill.
<i>Aceria erinea</i> (Nalepa, 1891)	<i>Juglans regia</i> L.

M. & K.

Aculus tetanothrix (Nalepa, 1889) (+)*Aculus teucarii* (Nalepa, 1892)*Aculus truncatus* (Nalepa, 1892)*Aculus xylostei* (Canestrini, 1892)*Calepitrimerus epimedii* De Lillo, 1994*Calepitrimerus vitis* (Nalepa, 1905)*Cecidophyes galii* (Karpelles, 1884)*Cecidophyes lauri* Nuzzaci & Vovlas, 1977*Cecidophyes nudus* Nalepa, 1891*Cecidophyes violae* (Nalepa, 1902)*Cecidophyopsis atrichus* (Nalepa, 1892)*Cecidophyopsis psilaspis* (Nalepa, 1893)*Cecidophyopsis vermiformis* (Nalepa, 1889)*Colomerus vitis* (Pagenstecher, 1857)*Epitrimerus trilobus* (Nalepa, 1891)*Eriophyes arianus* (Canestrini, 1890)*Eriophyes cotoneastri* (Canestrini, 1891)

cus

Eriophyes diversipunctatus (Nalepa, 1890)*Eriophyes exilis* (Nalepa, 1892) (+)*Eriophyes laevis* (Nalepa, 1889)*Eriophyes rubicolens* (Canestrini, 1891)*Eriophyes similis* (Nalepa, 1890)*Eriophyes sorbi* (Canestrini, 1890)*Eriophyes tilia* (Pagenstecher, 1857)*Eriophyes viburni* (Nalepa, 1889)*Phyllocoptes gracilis* (Nalepa, 1891) (+)*Phyllocoptes heterogaster* (Nalepa, 1891) (+)*Phyllocoptes parvulus* (Nalepa, 1892)*Phyllocoptes populi* (Nalepa, 1894)*Salix eleagnos* Scop.*Salix purpurea* L.*Teucrium chamaedrys* L.*Salix purpurea* L.*Lonicera xylosteum* L.*Epimedium alpinum* L.*Vitis vinifera* L.*Galium aparine* L.*Laurus nobilis* L.*Geum rivale* L.*Viola odorata* L.*Viola riviniana* Rchb.*Viola biflora* L.*Viola arvensis* Murray*Stellaria graminea* L.*Taxus baccata* L.*Corylus avellana* L.*Vitis vinifera* L.*Sambucus ebulus* L.*Sambucus nigra* L.*Sambucus racemosa* L.*Sorbus aria* (L.) Crantz*Cotoneaster integerrimus* Medicus*Populus tremula* L.*Tilia platyphyllos* Scop.*Alnus glutinosa* (L.) Gaertner*Alnus incana* (L.) Moench*Rubus caesius* L.*Prunus spinosa* L.*Sorbus aucuparia* L.*Tilia cordata* Miller*Viburnum lantana* L.*Rubus idaeus* L.*Clematis vitalba* L.*Potentilla crantzii* (Crantz) Beck*Potentilla erecta* (L.) Räuschel*Potentilla reptans* L.*Populus tremula* L.**Diptilomiopidae***Stenacis triradiata* (Nalepa, 1892)*Salix alba* L.*Salix retusa* L.*Cornus sanguinea* L.**INSECTA****THYSANOPTERA****Thripidae***Firmothrips firmus* (Uzel, 1895) (+)*Limothrips denticornis* Haliday, 1836*Odontothrips loti* (Haliday, 1852)*Thrips nigropilosus* Uzel, 1895*Thrips physapus* Linneo, 1758*Thrips vulgatissimus* Haliday, 1836*Vicia cracca* L.*Vicia sativa* L.*Alopecurus pratensis* L.*Lathyrus pratensis* L.*Leucanthemum vulgare* Lam.*Tragopogon pratensis* L. subsp.*orientalis* (L.) Čelak.*Knautia longifolia* (W. & K.)

Koch

HETEROPTERA**Miridae***Lygus pratensis* (Linneo, 1758)*Verbascum nigrum* L.**Tingidae***Copium clavicorne* (Linneo, 1758)*Copium teucarii* (Presentatore, 1788)*Dictyla echii* (Schrank, 1782)*Dictyla humuli* (Fabricius, 1794)*Tingis (Tingis) crispata* (Herrich-Schäffer, 1838) *Artemisia vulgaris* L.*Teucrium chamaedrys* L.*Teucrium montanum* L.*Echium vulgare* L.*Symphytum officinale* L.**HOMOPTERA AUCHENORRHYNCHA****Cercopidae***Philaenus spumarius* (Linneo, 1758)*Chenopodium bonus-henricus* L.*Aquilegia vulgaris* L.*Hypericum montanum* L.*Reseda lutea* L.*Aremonia agrimoides* (L.) DC.*Potentilla norvegica* L.*Viola biflora* L.*Astrantia carniolica* Jacq.*Calystegia sepium* (L.) R. Br.*Galeopsis speciosa* Miller*Buddleja davidii* Franchet*Rhinanthus minor* L.*Viburnum opulus* L.

Aster amellus L.
Tanacetum corymbosum (L.)
 Sch.- Bip.

HOMOPTERA STERNORRHYNCHA

PSYLLOIDEA

Aphalaridae

<i>Aphalara exilis</i> (Weber & Mohr, 1804)	<i>Rumex acetosa</i> L.
<i>Aphalara polygona</i> Förster, 1848	<i>Polygonum lapathifolium</i> L.
	<i>Polygonum persicaria</i> L.
<i>Craspedolepta flavipennis</i> (Förster, 1848) (+)	<i>Crepis biennis</i> L.
<i>Craspedolepta nebulosa</i> (Zetterstedt, 1828) (+)	<i>Epilobium angustifolium</i> L.
<i>Camarotoscena speciosa</i> (Flor, 1861)	<i>Populus alba</i> L.

Psyllidae

<i>Cacopsylla ambigua</i> (Förster, 1848)	<i>Salix eleagnos</i> Scop.
<i>Cacopsylla melanoneura</i> (Förster, 1848)	<i>Crataegus monogyna</i> Jacq

Triozidae

<i>Trichohermes walkeri</i> (Förster, 1848)	<i>Rhamnus saxatilis</i> Jacq.
	<i>Frangula alnus</i> Miller
<i>Bactericera albiventris</i> (Förster, 1848)	<i>Salix alba</i> L.
<i>Bacterigera femoralis</i> (Förster, 1848)	<i>Alchemilla vulgaris</i> L.em. Fröhner
<i>Triozia abdominalis</i> Flor, 1861	<i>Leucanthemum heterophyllum</i>
(Willd.) DC.	
<i>Triozia agrophila</i> Löw F., 1888	<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop.
	<i>Cirsium oleraceum</i> (L.) Scop.
<i>Triozia centranthi</i> (Vallot, 1829)	<i>Valerianella locusta</i> (L.) Laterrade
	<i>Centranthus ruber</i> (L.) DC.
<i>Triozia cerastii</i> (Linneo, 1758)	<i>Cerastium arvense</i> L. subsp. <i>strictum</i> (L.)
<i>Triozia dispar</i> Löw F., 1878	Gaudin
	<i>Aposeris foetida</i> (L.) Less.
<i>Triozia flavipennis</i> Förster, 18848	<i>Leontodon hispidus</i> L.
	<i>Aegopodium podagraria</i> L.
<i>Triozia foersteri</i> Meyer-Dür, 1871	<i>Laserpitium latifolium</i> L.
<i>Triozia proxima</i> Flor, 1861	<i>Mycelis muralis</i> (L.) Dumort.
<i>Triozia remota</i> Förster, 1848)	<i>Hieracium pilosella</i> L.
	<i>Quercus petraea</i> (Mattuschka)
	Liebl.
<i>Triozia rotundata</i> Flor, 1861	<i>Cardamine amara</i> L.
<i>Triozia rumicis</i> Low F., 1880	<i>Rumex acetosella</i> L.
	<i>Rumex scutatus</i> L.

Triozia senecionis (Scopoli, 1763)

Triozia urticae (Linneo, 1758)

Rumex alpestris Jacq.
Senecio nemorensis L.
Senecio fuchsii Gmelin
Urtica dioica L.

HOMOPTERA APHIDOIDEA

Adelgidae

<i>Pineus pini</i> (Macquart, 1819)	<i>Pinus nigra</i> Arnold
	<i>Pinus sylvestris</i> L.
<i>Dreyfusia prelli</i> Grosmann, 1935	<i>Abies alba</i> Miller
<i>Adelges laricis</i> Vallot, 1836	<i>Picea excelsa</i> (Lam.) Link
	<i>Larix decidua</i> Miller
<i>Adelges tardus</i> (Dreyfus, 1888)	<i>Picea excelsa</i> (Lam.) Link
<i>Sacchiphante abietis</i> (Linneo, 1758)	<i>Picea excelsa</i> (Lam.) Link
<i>Sacchiphantes viridis</i> (Ratzeburg, 1843)	<i>Picea excelsa</i> (Lam.) Link

Aphididae

<i>Eriosoma (Schizoneura) lanuginosum</i> (Hartig, 1839)	<i>Ulmus glabra</i> Hudson
	<i>Ulmus minor</i> Miller
<i>Eriosoma (Schizoneura) ulmi</i> (Linneo, 1758)	<i>Ulmus glabra</i> Hudson
	<i>Ulmus minor</i> Miller
<i>Kaltenbachiella pallida</i> (Halydai, 1838)	<i>Ulmus minor</i> Miller
<i>Pachypappa tremulae</i> (Linneo, 1761)	<i>Populus tremula</i> L.
<i>Pachypappa vesicalis</i> Koch, 1856	<i>Populus alba</i> L.
<i>Prociphilus (Prociphilus) fraxini</i> (Fabricius, 1777)	<i>Fraxinus excelsior</i> L.
<i>Mimeuria ulmiphila</i> (Del Guercio, 1917)	<i>Ulmus glabra</i> Hudson
<i>Thecabius (Thecabius) affinis</i> (Kaltenbach, 1843)	
	<i>Populus nigra</i> L.
<i>Pemphigus protospirae</i> Lichtenstein, 1885	<i>Ranunculus lanuginosus</i> L.
<i>Mindarus abietinus</i> Koch, 1857 (*)	<i>Ranunculus bulbosus</i> L.
<i>Hamamelistes betulinus</i> (Horvath, 1896) (*)	<i>Populus nigra</i> L.
<i>Anoecia (Anoecia) vagans</i> (Koch, 1856)	<i>Abies alba</i> Miller
<i>Calaphis betulicola</i> (Kaltenbach, 1843) (*)	<i>Betula pendula</i> Roth
<i>Periphyllus aceris</i> (Linneo, 1761) (*)	<i>Cornus sanguinea</i> L.
<i>Chaitophorus salicti</i> (Schrank, 1801) (*)	<i>Betula pubescens</i> Ehrh.
<i>Lachnus longirostris</i> (Mordvilko, 1901) (*)	<i>Acer pseudoplatanus</i> L.
<i>Lachnus pallipes</i> (Hartig, 1841) (*)	<i>Salix caprea</i> L.
<i>Hyalopterus pruni</i> (Geoffroy, 1762) (*)	<i>Quercus robur</i> L.
	<i>Fagus sylvatica</i> L.
	<i>Prunus domestica</i> L.

Rhopalosiphum padi (Linneo, 1758) (*)
Aphis (Aphis) cacaliasteris Hille Ris Lambers, 1947
Aphis (Aphis) chloris Koch, 1854 (*)
Aphis (Aphis) clinopodii Passerini, 1861 (*)
Aphis (Aphis) craccivora Koch, 1854 (*)
Aphis (Aphis) fabae Scopoli, 1763 (*)
Aphis (Aphis) galiiscabri Schrank, 1801 (*)
Aphis (Aphis) gossypii subsp. *capsellae* Kaltenbach, 1843 (*)
Aphis (Aphis) helianthemi Ferrari, 1872 (*)

Aphis (Aphis) lantanae Koch, 1854 (*)
Aphis (Aphis) nasturtii Kaltenbach, 1843 (*)
Aphis (Aphis) parietariae Theobaald, 1922 (*)

Aphis (Aphis) plantaginis Goeze, 1778 (*)
Aphis (Aphis) praeterita Walker, 1849 (*)

Aphis (Aphis) proffii (Börner, 1942)
Aphis (Aphis) sambuci Linneo, 1758
Aphis (Aphis) sedi Kaltenbach, 1843 (*)

Aphis (Aphis) tormentillae Passerini, 1879 (*)
Aphis (Aphis) verbasci Schrank, 1801 (*)

Ceruraphis eriophori (Walker, 1848)
Dysaphis (Dysaphis) angelicae (Koch, 1854) (*)
Dysaphis (Pomaphis) ariae (Börner, 1950) (*)
Dysaphis (Pomaphis) sorbi (Kaltenbach, 1843) (*)
Brachycaudus (Prunaphis) cardui (Linneo, 1758) (*)
Brachycaudus (Brachycaudus) helichrysi (Kaltenbach, 1843) (*)

Brachycaudus (Prunaphis) jacobi Stroyan, 1957 (*)
Brachycolus cucubali (Passerini, 1863) (*)
Diuraphis (Holcaphis) holci (H.R.L., 1956) (*)

Phalaris canariensis L.
Adenostyles glabra (Miller) DC.
Hypericum perforatum L.
Clinopodium vulgare L.
Vicia cracca L.
Carduus crispus L.
Asperula cynanchica L.

Anagallis arvensis L.
Helianthemum nummularium (L.) Miller
 subsp. *obscurum* (Celak.) Holub
Viburnum lantana L.
Veronica anagallis-aquatica L.
Parietaria officinalis L.
Parietaria diffusa M. & K.
Plantago major L.
Epilobium hirsutum L.
Epilobium montanum L.
Agrimonia eupatoria L.
Sambucus ebulus L.
Sedum sexangulare L.
Sedum album L.
Potentilla erecta (L.) Räuschel
Verbascum thapsus L.
Verbascum nigrum L.
Viburnum opulus L.
Aethusa cynapium L.
Sorbus aria (L.) Crantz
Sorbus aucuparia L.
Prunus avium L.

Myosotis sylvatica Hoffm.
Eupatorium cannabinum L.
Conyza canadensis (L.) Cronq.
Erigeron annuus (L.) Pers.

Pulmonaria officinalis L.
Silene vulgaris (Moench) Garcke
Agrostis tenuis Sibth.

Hayhurstia atriplicis (Linneo, 1761) (*)
 der

Lipaphis (Lipaphis) erysimi (Kaltenbach, 1843) (*)
Semiaphis dauci Fabricius, 1775 (*)
Hyadaphis foeniculi Passerini, 1860 (*)

Staegeriella necopinata (Börner, 1939)
Coloradoa artemisiae (Del Guercio, 1913)

Longicaudus trirhodus (Walker, 1849) (*)

Ovatus (Ovatus) crataegarius (Walker, 18850) (*)
Rhopalomyzus (Rhopalomyzus) poae (Gillette, 1908) (*)
Myzus (Nectarosiphon) ajugae Schouteden, 1903 (*)
Myzus (Nectarosiphon) certus (Walker, 1849) (*)

Myzus (Myzus) lythri (Schrank, 1801) (*)

Myzus (Nectarosiphon) persicae Sulzer, 1776 (*)
 & Grande

 Koch) Briq.
Cryptomyzus (Cryptomyzus) galeopsidis Kaltenbach, 1843 (*)
Hyperomyzus (Hyperomyzus) lactucae (Linneo, 1758) (*)
Aulacorthum (Neomyzus) circumflexum (Buckton, 1876) (*)

Aulacorthum (Aulacorthum) solani Kaltenbach, 1843) (*)

Chenopodium opulifolium Schrad.

Atriplex prostrata Boucher ex DC.

Sisymbrium officinale (L.) Scop.
Daucus carota L.
Chaerophyllum hirsutum L. subsp. *villarsii* (W.D.J.)
Lonicera xylosteum L.
Galium rubrum L.
Artemisia vulgaris L.
Artemisia absinthium L.
Aquilegia vulgaris L.
Aquilegia einseleana F.W. Schultz

Mentha aquatica L.

Lonicera alpigena L.
Ajuga reptans L.
Moehringia trinervia (L.) Clairv.
Stellaria media (L.) Vill.
Cerastium carinthiacum Vest
Sagina procumbens L.
Prunus mahaleb L.
Lythrum salicaria L.

Alliaria petiolata (Bieb.) Cavara

Chaerophyllum hirsutum L.

Polygonum persicaria L.

Sonchus arvensis L.

Anemone trifolia L.
Sedum hispanicum L.

Polygonum lapathifolium L.
Dianthus monspessulanus L.
Mercurialis annua L.
Vinca minor L.

Corylobium avellanae (Schrank, 1801)
Delphiniobium lycoctoni Börner, 1950
Uroleucon (Uroleucon) sonchi (Linneo, 1767)
 (*)
Megoura viciae Buckton, 1876

Corylus avellana L.
Aconitum vulparia Rchb.
Sonchus asper (L.) Hill
Sonchus oleraceus L.
Vicia sepium L.

HOMOPTERA COCCOIDEA

Asterolecaniidae

Planchonia arabidis Signoret, 1876
Arabis sagittata (Bertol.) DC.
Arabis hirsuta (L.) Scop.
Potentilla hirta L.
Hedera helix L.
Gentiana ciliata L.
Plantago lanceolata L.
Campanula rapunculus L.

Diaspididae

Carulaspis juniperi (Bouché, 1851)
Carulaspis visci (Schrank, 1781)
Chionaspis salicis (Linneo, 1758)
Epidiaspis leperii (Signoret, 1869)
Unaspis euonymi (Comstock, 1881)
Juniperus communis L.
Viscum album L.
Populus tremula L.
Alnus glutinosa (L.) Gaertner
Rosa villosa L.
Rosa canina L.
Pyrus pyraeaster Burgsd.
Euonymus europaeus L.
Viburnum lantana L.
Viburnum opulus L.
Sorbus aucuparia L.
Crataegus monogyna Jacq
Euonymus latifolius (L.) Miller

COLEOPTERA POLYPHAGA VII

Buprestidae

Agrilus biguttatus (Fabricius, 1776)
Agrilus cuprescens (Ménétriés, 1832) (+)
Quercus robur L.
Quercus pubescens Willd.
Rubus idaeus L.

COLEOPTERA POLYPHAGA XIV

Cerambycidae

Saperda populnea (Linneo, 1758)
Oberea linearis (Linneo, 1761)
Salix caprea L.
Populus alba L.
Corylus avellana L.

COLEOPTERA POLYPHAGA XVI (CURCULIONOIDEA)

Apionidae

Nanomimus hemisphaericus (Olivier, 1807)
Ctenomeropsis nigra (Waltl, 1835)
Omphalapion laevigatum (Paykull, 1792)
Ceratapion ((acanephonus) onopordi (W. Kirby, 1808)
Acentrotypus brunripes (Boheman, 1839)
Squamapion vicinum (W. Kirby, 1808)
Malvapion malvae (Fabricius, 1775)
Betulapion simile (W. Kirby, 1811) (+)
Kalcapion semivittatum (Gyllenhal, 1833)
Taeniapion urticarium (Herbst, 1784)
Protapion apricans (Herbst, 1797)
Protapion assimile (W. Kirby, 1808) (+)
Protapion dissimile (Germar, 1817)
Protapion varipes (Germar, 1817)
Phrissotrichum (Schilskyapion) rugicolle (Germar, 1817)
Helianthemapion aciculare (Germar, 1817) Miller
Perapion (Perapion) violaceum (W. Kirby, 1808)
Aizobius sedi (Germar, 1818)
Apion frumentarium (Linneo, 1758)
Apion rubiginosum Grill, 1893
Catapion pubescens (W. Kirby, 1811)
Catapion seniculus (W. Kirby, 1808)
Ischnopterapion (Ischnopterapion) loti (W. Kirby, 1808)
Cyanapion (Cyanapion) alcyoneum (Germar, 1817)
Lythrum salicaria L.
Erica carnea L.
Matricaria chamomilla L.
Matricaria inodora L.
Arctium lappa L.
Anthemis arvensis L.
Acinos arvensis (Lam.) Dandy
Mentha arvensis L.
Malva sylvestris L.
Betula pendula Roth
Betula pubescens Ehrh.
Mercurialis annua L.
Urtica dioica L.
Trifolium montanum L.
Trifolium medium L.
Trifolium pratense L.
Trifolium repens L.
Trifolium montanum L.
Helianthemum nummularium (L.) iller
 subsp. *grandiflorum* (Scop.) Sch. & Th.
Helianthemum nummularium (L.)
 subsp. *obscurum* (Celak.) Holub
Rumex acetosa L.
Rumex obtusifolius L.
Sedum acre L.
Rumex acetosella L.
Rumex crispus L.
Rumex acetosella L.
Trifolium campestre Schreber
Vicia cracca L.
Trifolium hybridum L.
Lotus corniculatus L.

- 1917)
Cyanapion (Cyanapion) columbinum (Germar, 1817)
- Curculionidae**
- Bothynoderes affinis* (Schrank, 1781) (+)
Pseudocleonus (Pseudocleonus) grammicus (Panzer, 1789)
- Cleonis pigra* (Scopoli, 1763)
- Lixus (Eulixus) iridis* Olivier, 1807
Larinus (Larinodontes) rusticanus Gyllenhal, 1835
- Pissodes (Pissodes) validirostris* (C.R. Sahlberg, 1834)
Cryptorhynchus (Cryptorhynchus) lapatii (Linneo, 1758)
Mononychus punctumalbum (Herbst, 1784)
Rhinoncus pericarpus (Linneo, 1758)
Ceutorhynchus assimilis (Paykull, 1800)
- Ceutorhynchus atomus* Boheman, 1845
Ceutorhynchus chalybaeus Germar, 1824
- Ceutorhynchus hirtulus* Germar, 1824
Ceutorhynchus pallidactylus (Marsham, 1802)
Ceutorhynchus pectoralis Weise, 1895
- Microplontus rugulosus* (Herbst, 1795)
Auleutes epilobii (Paykull, 1800)
- Lathyrus pratensis* L.
Lathyrus sylvestris L.
Lathyrus latifolius L.
- Chenopodium polyspermum* L.
Centaurea jacea L.
Centaurea jacea L. subsp. *gaudinii* (Boiss. & Reut.) Greml
Cirsium vulgare (Savi) Ten.
Cirsium oleraceum (L.) Scop.
Heracleum sphondylium L.
Cirsium arvense (L.) Scop.
Cirsium palustre (L.) Scop.
Cirsium oleraceum (L.) Scop.
Centaurea scabiosa L.
Carlina vulgaris L.
Pinus sylvestris L.
Betula pendula Roth
Iris graminea L.
Artemisia vulgaris L.
Sisymbrium officinale (L.) Scop.
Armoracia rusticana Gaertner, Meyer & Scherb.
Capsella bursa-pastoris (L.) Medicus
Sinapis arvensis L.
Alliaria petiolata (Bieb.) Cavara & Grande
Arabidopsis thaliana (L.) Heynh.
Hesperis matronalis L.
Diplotaxis muralis (L.) DC.
Erophila verna (L.) Chevall.
Lunaria annua L.
Cardamine impatiens L.
Cardamine amara L.
Matricaria chamomilla L.
Epilobium hirsutum L.

- Anthonomus (Anthonomus) humeralis* (Panzer, 1794)
Anthonomus (Anthonomus) pedicularius (Linneo, 1758)
Curculio (Curculio) nucum Linneo, 1758
Tychius (Tychius) crassirostris Kirsch, 1871
Tychius (Tychius) medicaginis C. Brisout, 1862
Tychius (Tychius) meliloti Stephens, 1831
Tychius (Tychius) parallelus (Panzer, 1794)
Tychius (Tychius) polylineatus (Germar, 1824)
Sibinia (Sibinia) femoralis Germar, 1824
Dorytomus (Dorytomus) taeniatus (Fabricius, 1781)
- Mecinus janthinus* Germar, 1821
Mecinus labilis (Herbst, 1795) (+)
Mecinus pyraster (Herbst, 1795)
Mecinus collaris Germar, 1821
- Gymnetron melanarium* (Germar, 1821)
Gymnetron veronicae (Germar, 1821)
- Gymnetron villosulum* Gyllenhal, 1838
Rhinusa antirrhini (Paykull, 1800)
Rhinusa asellus (Gravenhorst, 1807)
Rhinusa collina (Gyllenhal, 1813)
Rhinusa linariae (Panzer, 1792)
Rhinusa tetra (Fabricius, 1792)
- Sorbus aucuparia* L.
Prunus avium L.
Crataegus monogyna Jacq.
Corylus avellana L.
Melilotus alba Medicus
Melilotus officinalis (L.) Pallas
Medicago lupulina L.
Melilotus altissima Thuill.
Genista tinctoria L.
Trifolium pratense L.
Silene nutans L.
Salix alba L.
Salix purpurea L.
Salix caprea L.
Chaenorhinum minus (L.) Lange
Plantago lanceolata L.
Plantago media L.
Plantago major L.
Plantago lanceolata L.
Veronica serpyllifolia L.
Veronica officinalis L.
Veronica anagallis-aquatica L.
Veronica anagallis-aquatica L.
Chaenorhinum minus (L.) Lange
Verbascum phlomoides L.
Linaria vulgaris Miller
Linaria vulgaris Miller
Verbascum thapsus L.

Scolytidae

- Thamnurgus kaltenbachii* (Bach, 1849)
Galeopsis tetrahit L.
Lamium album L.
Stachys officinalis (L.) Trevisan
Stachys alpina L.

DIPTERA CECIDOMYIIDEA**Cecidomyiidae**

- Acericecis vitrina* (Kieffer, 1909) (+)
Acodiplosis inulae (Löw F., 1847)
Anabremia massalongoi (Kieffer, 1909)
Acer pseudoplatanus L.
Inula ensifolia L.
Vicia cracca L.

Apiomyia bergenstammi (Wachtl., 1882)
Aplonyx chcenopodii Stefani-Perez, 1908
Asphondylia baudysi Vemmer, 1937
Asphondylia coronillae (Vallot, 1829)
Asphondylia menthae Kieffer, 1902

Asphondylia miki Wachtl, 1880
Asphondylia ononidis Löw F., 1873
Asphondylia pruniperda Rondani, 1867

Asphondylia scrophulariae Schiner, 1856

Asphondylia stachydis Stelter in Buhr, 1965
Asphondylia stefani Kieffer, 1898
Asphondylia verbasci (Vallot, 1827)
Atrichosema aceris Kieffer, 1904
Bayerioli salicariae (Kieffer, 1888)
Bayerioli thymicola (Kieffer, 1888)
Bremioli onobrychidis (Brems, 1847)
Contarinia acerplicans (Kieffer, 1889)
Contarinia aequalis Kieffer, 1898

Contarinia ballotae Kieffer, 1898

Contarinia carpini Kieffer, 1897
Contarinia coryli (Kaltenbach, 1859)
Contarinia cracca (Löw H., 1850)
Contarinia helianthemii (Hardy, 1850)

Contarinia jacobaeae (Löw H., 1850)
Contarinia loniceriae Kieffer, 1909

Contarinia loti (De Geer, 1776)
Contarinia melanocera Kieffer, 1904

Contarinia nasturtii (Kieffer, 1888)
Contarinia petioli (Kieffer, 1898)
Contarinia picridis (Kieffer, 1894)
Contarinia quercina (Rübsaamen, 1890)

Contarinia sambuci (Kaltenbach, 1873)

Pyrus communis L.
Chenopodium album L.
Coronilla varia L.
Coronilla emerus L.
Mentha arvensis L.
Mentha longifolia (L.) Hudson
Medicago lupulina L.
Ononis spinosa L.
Prunus spinosa L.
Prunus domestica L.
Scrophularia nodosa L.
Scrophularia canina L.
Stachys recta L.
Diplotaxis tenuifolia (L.) DC.
Verbascum thapsus L.
Acer pseudoplatanus L.
Lythrum salicaria L.
Thymus pulegioides L.
Onobrychis viciifolia Scop.
Acer pseudoplatanus L.
Senecio nemorensis L.
Senecio fuchsii Gmelin
Ballota nigra L. subsp. *uncinata*
(Fiori & Beg.) Patzak
Carpinus betulus L.
Corylus avellana L.
Vicia cracca L.
Helianthemum nummularium (L.)
Miller subsp. *grandiflorum*
(Scop.) Sch. & Th.
Helianthemum canum (L.) Baumg.
Senecio vulgaris L.
Loniceera coerulea L.
Lonicera nigra L.
Lotus corniculatus L.
Genista tinctoria L.
Genista germanica L.
Diplotaxis muralis (L.) DC.
Populus tremula L.
Picris hieracioides L.
Quercus petraea (Mattuschka)
Liebl.
Sambucus nigra L.

Viburnum lantana L.
Sonchus arvensis L.
Solanum dulcamara L.
Sorbus aucuparia L.
Tilia platyphyllos Scop.
Tilia cordata Miller
Cornus sanguinea L.
Cornus mas L.
Hieracium pilosella L.
Sonchus arvensis L.
Taraxacum officinale Weber
Picea excelsa (Lam.) Link
Fraxinus excelsior L.
Viola odorata L.
Asperula cynanchica L.
Trifolium medium L.
Campanula glomerata L.
Euphorbia cyparissias L.
Campanula trachelium L.
Crataegus monogyna Jacq
Daphne mezereum L.
Erigeron acer L.
Lonicera xylosteum L.
Fraxinus ornus L.
Glechoma hederacea L.
Astragalus cicer L.
Astragalus glycyphyllos L.
Salix eleagnos Scop.
Phyteuma spicatum L.
Phyteuma sieberi Sprengel
Rubus caesius L.
Pteridium aquilinum (L.) Kuhn
Pteridium aquilinum (L.) Kuhn
Pyrus communis L.
Ranunculus lanuginosus L.
Ranunculus repens L.
Ranunculus sardous Crantz
Salvia pratensis L.
Sisymbrium officinale (L.) Scop.
Barbarea vulgaris R. Br.
Teucrium chamaedrys L.
Tilia cordata Miller
Alnus glutinosa (L.) Gaertner

Contarinia schlechtendaliana (Rübsaamen, 1893)
Contarinia solani (Rübsaamen, 1892)
Contarinia sorbi Kieffer, 1896
Contarinia tiliarum (Kieffer, 1890)

Craneiobia corni (Giraud, 1863)

Cystiphora sanguinea (Brems, 1847)
Cystiphora sonchi (Vallot, 1827)
Cystiphora taraxaci (Kieffer, 1888)
Dasineura abietiperda (Henschel, 1880)
Dasineura acrophila (Winnertz, 1853)
Dasineura affinis (Kieffer, 1886)
Dasineura asperulae (F. Löw, 1875)
Dasineura axillaris Kieffer, 1896
Dasineura campanularum (Kieffer, 1909)
Dasineura capsulae Kieffer, 1901
Dasineura cecconiana (Kieffer, 1909)
Dasineura crataegi (Winnertz, 1853)
Dasineura daphnes (Kieffer, 1901)
Dasineura erigerontis Rübsaamen, 1912
Dasineura excavans (Kieffer, 1909)
Dasineura fraxini (Brems, 1847)
Dasineura glechomae (Kieffer, 1889)
Dasineura glycyphyli Rübsaamen, 1912

Dasineura marginemtorquens (Brems, 1847)
Dasineura phyteumatis (Löw F., 1885)

Dasineura plicatrix (Löw H., 1850)
Dasineura pteridicola (Kieffer, 1901)
Dasineura pteridis (Müller, 1871) (+)
Dasineura pyri (Bouché, 1847)
Dasineura ranunculi (Brems, 1847)

Dasineura salviae (Kieffer, 1909)
Dasineura sisymbrii (Schrank, 1803)

Dasineura teucrii (Tavares, 1903)
Dasineura thomasiana (Kieffer, 1888)
Dasineura tortilis (Brems, 1847)

Dasineura tortrix (Löw F., 1877)
Dasineura trifolii (Löw F., 1874)
Dasineura ulmaria (Bremi, 1847)
Dasineura urticae (Perris, 1840)
Dasineura viciae (Kieffer, 1888)

Dasineura virgaeaureae (Liebel, 1889)
Dasineura xylostei (Kieffer, 1909)
Diodaulus linariae (Winnertz, 1853)
Drisina glutinosa Giard, 1893

Geocrypta braueri (Handlirsch, 1884)
Geocrypta campanulae (Muller, 1871) (+)

Haplodiplosis marginata (von Roser, 1840)
Hartigiola annulipes (Hartig, 1839)
Hybolasioptera fasciata (Kieffer, 1904) (+)

Jaapiella floriperda (Löw F., 1888)
Jaapiella genisticola (Löw F., 1877)
Jaapiella loticola (Rübsaamen, 1889)
Jaapiella medicaginis (Rübsaamen, 1912)
Jaapiella vacciniorum (Kieffer, 1913)
Jaapiella veronicae (Vallot, 1827)
Janetiella lemeei (Kieffer, 1904)

Janetiella oenophila (Haimhofen, 1875)
Janetiella thymi (Kieffer, 1888)
Kiefferia pericarpicola (Bremi, 1847)

Lasioptera carophila Löw F., 1874

Prunus spinosa L.
Trifolium repens L.
Filipendula ulmaria (L.) Maxim.
Urtica dioica L.
Vicia sepium L.
Vicia sativa L.
Solidago virgaurea L.
Lonicera xylosteum L.
Linaria vulgaris Miller
Acer campestre L.
Acer pseudoplatanus L.
Hypericum perforatum L.
Capanula rotundifolia L.
Campanula cochleariifolia Lam.
Dactylis glomerata L.
Fagus sylvatica L.
Cynosurus cristatus L.
Poa pratensis L.
Festuca rubra L.
Agrostis tenuis Sibth.
Phleum pratense L.
Silene vulgaris (Moench) Garcke
Genista tinctoria L.
Lotus corniculatus L.
Medicago lupulina L.
Vaccinium myrtillus L.
Veronica chamaedrys L.
Ulmus glabra Hudson
Ulmus minor Miller
Vitis vinifera L.
Thymus pulegioides L.
Anthriscus sylvestris (L.) Hoffm.
Pimpinella major (L.) Hudson
 subsp.
rubra (Hoppe) Schwarz
Seseli libanotis (L.) Koch
Bupleurum ranunculoides
 L. subsp.
caricinum (DC.) Arcang.
Angelica sylvestris L.
Laserpitium prutenicum L.
Daucus carota L.
Chaerophyllum temulum L.

Pimpinella major (L.) Hudson
Foeniculum vulgare Miller
Trinia glauca (L.) Dumort.
Peucedanum austriacum (Jacq.)
 Koch
Laserpitium siler L.
Eryngium amethystinum L.
Rubus idaeus L.
Serratula tinctoria L.
Chaerophyllum hirsutum L. subsp.
villarsii (W.D.J.)
Betula pendula Roth
Betula pubescens Ehrh.
Hordeum murinum L.
Phleum pratense L.
Corylus avellana L.
Fagus sylvatica L.
Buxus sempervirens L.
Inula conyza DC.
Juniperus communis L. subsp.

Lasioptera eryngii (Vallot, 1829)
Lasioptera rubi (Schrank, 1803)
Loewiola serratulae Kieffer, 1905
Macrolabis heraclei Kaltenbach, 1862

Massalongia ruber (Kieffer, 1890)

Mayetiola destructor (Say, 1817)

Mikomomyia coryli (Kieffer, 1901)
Mikiola fagi (Hartig, 1839)
Monarthropalpus flavus (Schrank, 176)
Neomikiella beckiana (Mik, 1885)
Oligotrophus valerii (Tavares, 1904)
nana Willd.
Orseolia cynodontis Kieffer & Massalongo,
 1902
Ozирhincus anthemidis (Rübsaamen, 1916)
Ozирhincus longicollis Rondani, 1840

Phegomyia fagicola (Kieffer, 1901)
Placochela nigripes (Löw F., 1877)
Rabdophaga albipennis (Löw 1850)

Rabdophaga clavifex (Kieffer, 1891)

Rabdophaga degeerii (Bremi, 1847)

Rabdophaga deletrix (Rübsaamen, 1921)
Rabdophaga giraudiana Kieffer, 1898
Rabdophaga insignis Kieffer, 1906
Rabdophaga iteobia (Kieffer, 1890)
Rabdophaga nervorum (Kieffer, 1895)

Rabdophaga pierreana (Kieffer, 1909)

Rabdophaga pulvini (Kieffer, 1891)

Cynodon dactylon (L.) Pers.
Anthemis arvensis L.
Anthemis arvensis L.
Leucanthemum vulgare Lam.
Fagus sylvatica L.
Sambucus ebulus L.
Salix alba L.
Salix caprea L.
Salix appendiculata Vill.
Salix caprea L.
Salix purpurea L.
Salix daphnoides Vill.
Salix alba L.
Populus tremula L.
Salix purpurea L.
Salix caprea L.
Salix alba L.
Salix caprea L.
Salix appendiculata Vill.
Salix caprea L.
Salix alba L.

<i>Rabdophaga purpureaperda</i> Barnes, 1935	<i>Salix purpurea</i> L.
<i>Rabdophaga rosaria</i> (Löw H., 1850)	<i>Salix alba</i> L.
	<i>Salix purpurea</i> L.
<i>Rabdophaga salicis</i> (Schrank, 1803)	<i>Salix eleagnos</i> Scop.
<i>Rhopalomyia baccarum</i> (Wachtl, 1883)	<i>Artemisia vulgaris</i> L.
<i>Rhopalomyia foliorum</i> (Löw H., 1850)	<i>Artemisia vulgaris</i> L.
<i>Rhopalomyia hypogaea</i> (Löw F., 1885)	<i>Leucanthemum vulgare</i> Lam.
<i>Rhopalomyia millefolii</i> (Löw H., 1850)	<i>Achillea millefolium</i> L.
	<i>Achillea distans</i> W. & K.
<i>Rondaniola bursaria</i> (Bremi, 1847)	<i>Glechoma hederacea</i> L.
<i>Sackenomyia reaumurii</i> (Bremi, 1847)	<i>Viburnum lantana</i> L.
<i>Spurgia euphorbiae</i> (Vallot, 1827) (+)	<i>Euphorbia dulcis</i> L.
	<i>Euphorbia amygdaloides</i> L.
<i>Stefaniella cecconii</i> Kieffer, 1909	<i>Atriplex patula</i> L.
<i>Taxomia taxi</i> (Inchbald, 1861)	<i>Taxus baccata</i> L.
<i>Thecodiplosis brachyntera</i> (Schwägrichen, 1835)	<i>Pinus sylvestris</i> L.
<i>Wachtliella caricis</i> (Löw H., 1850) (+)	<i>Carex caryophyllea</i> La Tourr.
	<i>Carex hirta</i> L.
<i>Wachtliella ericina</i> (F. Löw, 1885)	<i>Erica carnea</i> L.
<i>Wachtliella persicariae</i> (Linneo, 1767)	<i>Polygonum lapathifolium</i> L.
	<i>Polygonum persicaria</i> L.
<i>Wachtliella stachydis</i> (Bremi, 1847)	<i>Stachys sylvatica</i> L.
	<i>Stachys recta</i> L.
<i>Zeuxidiplosis giardi</i> (Kieffer, 1896)	<i>Hypericum maculatum</i> Crantz
<i>Zygiobia carpini</i> (Löw F., 1874)	<i>Carpinus betulus</i> L.
	<i>Ostrya carpinifolia</i> Scop.

DIPTERA TEPHRITOIDEA

Lonchaeidae

<i>Dasiops latifrons</i> (Meigen, 1826) (+)	<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers.
---	------------------------------------

Tephritidae

<i>Urophora cardui</i> (Linneo, 1758)	<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop.
<i>Urophora congrua</i> Löw F., 1862 (+)	<i>Cirsium erisithales</i> (Jacq.) Scop.
<i>Urophora cuspidata</i> (Meigen, 1826) (+)	<i>Centaurea scabiosa</i> L.
<i>Urophora jaceana</i> (Hering, 1935)	<i>Centaurea jacea</i> L.
<i>Urophora solstitialis</i> (Linneo, 1758)	<i>Carduus crispus</i> L.
	<i>Carlina vulgaris</i> L.
<i>Urophora terebrans</i> (Löw H., 1850)	<i>Cirsium eriophorum</i> (L.) Scop
<i>Euphranta (Euphranta) connexa</i> (Fabricius, 1794)	<i>Vincetoxicum hirundinaria</i> Medicus
<i>Inuromaesa maura</i> (Frauenfeld, 1857) (+)	<i>Inula hirta</i> L.
<i>Dithryca guttularis</i> (Meigen, 1826)	<i>Achillea millefolium</i> L.

<i>Campiglossa grandinata</i> (Rondani 1870)	<i>Solidago virgaurea</i> L.
<i>Campiglossa producta</i> (Löw F., 1844)	<i>Leontodon autumnalis</i> L.
	<i>Taraxacum officinale</i> Weber
<i>Ensina sonchi</i> (Linneo, 1767)	<i>Tragopogon pratensis</i> L. subsp. <i>orientalis</i> (L.) Čelak.
<i>Oxya flavipennis</i> (Löw F., 1844)	<i>Achillea millefolium</i> L.
<i>Oxya nebulosa</i> (Wiedemann, 1817)	<i>Leucanthemum vulgare</i> Lam.
<i>Oxya parietina</i> (Linneo, 1758)	<i>Artemisia vulgaris</i> L.
<i>Sphenella marginata</i> (Fallen, 1814)	<i>Senecio nemorensis</i> L.
<i>Chaetorellia jaceae</i> (Robineau-Desvoidy, 1830)	<i>Centaurea nigra</i> L.
<i>Tephritis arnicae</i> (Linneo, 1758)	<i>Aster bellidiastrum</i> (L.) Scop.
	<i>Arnica montana</i> L.
<i>Tephritis bardanae</i> (Schrank, 1803)	<i>Arctium lappa</i> L.
	<i>Arctium minus</i> (Hill) Bernh.
<i>Tephritis conura</i> (Löw F., 1844)	<i>Cirsium erisithales</i> (Jacq.) Scop.
<i>Tephritis formosa</i> (Löw F., 1844)	<i>Sonchus oleraceus</i> L.
<i>Tephritis leontodontis</i> (De Geer, 1776)	<i>Leontodon autumnalis</i> L.
<i>Tephritis ruralis</i> (Löw F., 1844)	<i>Hieracium pilosella</i> L.
	<i>Hieracium villosum</i> L.
<i>Trupanea stellata</i> (Fuesslin, 1775) (+)	<i>Anthemis arvensis</i> L.
	<i>Matricaria chamomilla</i> L.
	<i>Artemisia absinthium</i> L.
	<i>Senecio fuchsii</i> Gmelin
	<i>Serratula tinctoria</i> L.
	<i>Centaurea cjanus</i> L.
	<i>Hieracium sabaudum</i> L.

DIPTERA OPOMYZOIDEA

Agromyzidae

<i>Hexomyza cecidogena</i> (Hering, 1927)	<i>Salix caprea</i> L.
<i>Hexomyza schineri</i> (Giraud, 1861)	<i>Salix alba</i> L.
	<i>Salix eleagnos</i> Scop.
	<i>Salix purpurea</i> L.
	<i>Populus nigra</i> L.
<i>Melanagromyza cunctans</i> (Meigen, 1830)	<i>Dorycnium herbaceum</i> (Vill.)
Rouy	
<i>Napomyza lateralis</i> (Fallen, 1823)	<i>Picris hieracioides</i> L.
<i>Phytomyza continua</i> Hendel, 1920	<i>Carduus crispus</i> L.
	<i>Carduus crispus</i> L.
	<i>Cirsium palustre</i> (L.) Scop.
<i>Phytomyza robustella</i> Hendel, 1936	<i>Crepis biennis</i> L.

DIPTERA CARNOIDEA**Chloropidae**

- Lipara lucens* Meigen, 1830 *Phragmites australis* (Cav.) Trin.
Oscinella (Oscinella) frit (Linneo, 1758) *Festuca rubra* L.
 Bromus sterilis L.
 Agrostis stolonifera L.
Oscinella (Oscinella) nitidissima (Meigen, 1838) *Agrostis tenuis* Sibth.
Oscinella (Oscinella) pusilla (Meigen, 1830) *Poa pratensis* L.
Chlorops (Chlorops) strigulus (Fabricius, 1794) *Brachypodium sylvaticum*
 (Hudson) Beauv.

DIPTERA MUSCOIDEA**Anthomyiidae**

- Chirosia betuleti* (Ringdahl, 1935) *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn
 Dip

LEPIDOPTERA NEPTICULOIDEA**Nepticulidae**

- Ectoedemia (Ectoedemia) argyropeza* (Zeller, 1839) *Populus tremula* L.
Ectoedemia (Ectoedemia) hannoverella (Glitz, 1872) *Populus nigra* L.
Ectoedemia (Ectoedemia) turbidella (Zeller, 1848) *Populus alba* L.

Heliozelidae

- Heliozela sericella* (Haworth, 18828) *Quercus petraea* (Mattuschka)
 Liebl.

LEPIDOPTERA TINEOIDEA I**Gracillariidae**

- Spulerina simploniella* (Fischer von Röslerstamm, 1840) *Quercus petraea* (Mattuschka)
 Liebl.
 Quercus pubescens Willd.

LEPIDOPTERA GELECHIOIDEA**Coleophoridae**

- Augasma aeratella* (Zeller, 1839) *Polygonum lapathifolium* L.

Momphidae

Mompha (Mompha) divisella Herrich-Schäffer, 1854

Epilobium hirsutum L.

Mompha (Mompha) sturnipennella (Treitschke, 1833) (+)

Epilobium angustifolium L.

Mompha (Mompha) subbistrigella (Haworth, 1828)

Epilobium montanum L.

Gelechiidae

Caulastrocecis furfurella (Staudinger, 1871)

Aster linosyris (L.) Bernh.

Metzneria aestivella (Zeller, 1839)

Carlina vulgaris L.

Monochroa cytisella (Curtis, 1837)

Pteridium aquilinum (L.) Kuhn

Lep

Stenolechia gemmella (Linneo, 1758)

Quercus robur L.

Quercus pubescens Willd.

Chionodes electella (Zeller, 1839)

Juniperus communis L.

Scrobipalpa obsoletella (Fischer von Rösl., 1841)

Atriplex patula L.

Caryocolum leucomelanella (Zeller, 1839)

Silene nutans L.

Caryocolum saginella (Zeller, 1868)

Silene saxifraga L.

LEPIDOPTERA COSSOIDEA**Sesiidae**

Pennisetia hylaeiformis (Laspeyres, 1801)

Rubus idaeus L.

Parantrene tabaniformis (Rottenburg, 1775)

Populus alba L.

Pyropteron triannuliformis (Freyer, 1843) (+)

Rumex acetosella L.

LEPIDOPTERA TORTRICOIDEA**Tortricidae**

Cochylis atricapitana (Stephens, 1852)

Hieracium umbellatum L.

Cochylis nana (Haworth, 1811)

Betula pendula Roth

Betula pubescens Ehrh.

Epinotia bilunana (Haworth, 1811)

Betula pendula Roth

Epinotia immundana (Fischer v. Rösler 1839)

Alnus viridis (Chaix) DC.

Epinotia tenerana (Denis & Schiffermüller, 1775)

Alnus incana (L.) Moench

Eucosma albidulana (Herrich-Schäffer, 1851)

Serratula tinctoria L.

Eucosma aspidiscana (Hübner, 1817)

Solidago virgaurea L.

Aster linosyris (L.) Bernh.

Gypsonoma aceriana (Duponchel, 1843)

Acer campestre L.

Epiblema foenella (Linneo, 1758)

Artemisia vulgaris L.

Epiblema scutulana (Denis & Schiffermüller, 1775)

Scabiosa columbaria L.

Senecio viscosus L.

Cirsium palustre (L.) Scop.

	<i>Centaurea nigra</i> L.
	<i>Centaurea jacea</i> L.
<i>Retinia resinella</i> (Linneo, 1758)	<i>Pinus mugo</i> Turra
<i>Rhyacionia buoliana</i> (Demis & Schiffermüller, 1775)	<i>Pinus nigra</i> Arnold
<i>Enarmonia formosana</i> (Scopoli, 1763)	<i>Pyrus communis</i> L.
<i>Cydia duplicana</i> (Zetterstedt, 1839)	<i>Juniperus communis</i> L.
<i>Cydia millenniana</i> (Adamczewski, 1967)	<i>Larix decidua</i> Miller
<i>Cydia servillana</i> (Duponchel, 1836)	<i>Salix alba</i> L.

LEPIDOPTERA ALUCITOIDEA

Alucitidae

<i>Alucita hexadactyla</i> (Linneo, 1758)	<i>Lonicera xylosteum</i> L.
<i>Pteropteryx dodecadactyla</i> Hübner, 1813	<i>Lonicera xylosteum</i> L.

LEPIDOPTERA PTEROPHOROIDEA

Pterophoridae

<i>Adaina microdactyla</i> (Hübner, 1813)	<i>Eupatorium cannabinum</i> L.
<i>Platyptilia nemoralis</i> Zeller, 1841	<i>Senecio nemorensis</i> L.
	<i>Senecio fuchsii</i> Gmelin

LEPIDOPTERA PYRALOIDEA

Pyralidae

<i>Phycitodes maritima</i> (Tengström, 1848) (+)	<i>Achillea millefolium</i> L.
	<i>Artemisia absinthium</i> L.

Crambidae

<i>Ostrinia nubilalis</i> (Hübner, 1796)	<i>Artemisia vulgaris</i> L.
<i>Cynaeda dentalis</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<i>Echium vulgare</i> L.

LEPIDOPTERA GEOMETROIDEA

Geometridae

<i>Eupithecia linariata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	<i>Linaria vulgaris</i> Miller
--	--------------------------------

LEPIDOPTERA NOCTUOIDEA

Noctuidae

<i>Xanthia (Cirrha) icteritia</i> (Hufnagel, 1766)	<i>Salix caprea</i> L.
--	------------------------

HYMENOPTERA SYMPHYTA

Argidae

<i>Arge berberidis</i> Schrank, 1802	<i>Berberis vulgaris</i> L.
--------------------------------------	-----------------------------

Tenthredinidae

<i>Aneugnemus coronatus</i> (Klug, 1818)	<i>Phegopteris polypodioides</i> Fée
<i>Aneugmenus padi</i> (Linneo, 1761)	<i>Pteridium aquilinum</i> (L.) Kuhn
<i>Rhogogaster (Cytisogaster) genistae</i> Benson, 1947	<i>Genista radiata</i> (L.) Scop.
<i>Eriocampa ovata</i> (Linneo, 1761)	<i>Alnus viridis</i> (Chaix) DC.
	<i>Alnus incana</i> (L.) Moench
<i>Hoplocampoides xylostei</i> (Vallot, 1836)	<i>Lonicera coerulea</i> L.
	<i>Lonicera xylosteum</i> L.
<i>Eurhadinoceraea ventralis</i> (Panzer, 1799)	<i>Clematis vitalba</i> L.
	<i>Clematis recta</i> L.
<i>Blennocampa phyllocolpa</i> (Viitasaari & Vikberg, 1985)	<i>Rosa arvensis</i> Hudson
<i>Claremontia puncticeps</i> (Konow, 1886)	<i>Sanguisorba officinalis</i> L.
<i>Cladardis elongatula</i> (Klug, 1817)	<i>Rosa canina</i> L.
<i>Parna tenella</i> (Klug, 1816)	<i>Tilia platyphyllos</i> Scop.
<i>Cladius (Trichiocampus) grandis</i> (Serville, 1823) (+)	<i>Populus alba</i> L.
	<i>Populus nigra</i> L.
<i>Hemichroa crocea</i> (Geoffroy, 1785)	<i>Betula pendula</i> Roth
	<i>Betula pubescens</i> Ehrh.
<i>Pristiphora (Gymnonychus) abbreviata</i> (Hartig, 1837)	<i>Pyrus communis</i> L.
<i>Pristifora (Pristiphora) conjugata</i> (Dahlbom, 1835)	<i>Salix alba</i> L.
<i>Pristiphora (Micronematus) monogyniae</i> (Hartig, 1840)	<i>Prunus spinosa</i> L.
<i>Nematus (Pteronidea) miliaris</i> (Panzer, 1797) (+)	<i>Salix alba</i> L.
	<i>Salix caprea</i> L.
<i>Phyllocolpa leucosticta</i> (Hartig, 1837)	<i>Salix eleagnos</i> Scop.
<i>Pontania (Pontania) proxima</i> (Serville, 1823)	<i>Salix alba</i> L.
<i>Pontania (Pontania) purpureae</i> (Cameron, 1884)	<i>Salix purpurea</i> L.
<i>Pontania (Eupontania) retusae</i> Benson, 1960	<i>Salix retusa</i> L.
<i>Pontania (Eupontania) vesicator</i> (Bremi, 1849)	<i>Salix purpurea</i> L.
	<i>Salix daphnoides</i> Vill.
<i>Pontania (Eupontania) viminalis</i> (Linneo, 1758)	<i>Salix serpyllifolia</i> Scop.
	<i>Salix purpurea</i> L.
<i>Euura (Euura) amerinae</i> (Linneo, 1758)	<i>Salix alba</i> L.
	<i>Salix purpurea</i> L.
	<i>Populus tremula</i> L.
	<i>Populus nigra</i> L.
<i>Euura (Euura) atra</i> (Jurine, 1807)	<i>Salix alba</i> L.
	<i>Salix caprea</i> L.

- Euura (Euura) kriebbaumeri* Konow, 1901 (+) *Salix eleagnos* Scop.
Euura (Euura) testaceipes (Brischke, 1883) (+) *Salix alba* L.
Salix glabra Scop.

HYMENOPTERA CYNIPOIDEA

Cynipidae

- Andricus amblycerus* (Giraud, 1859) (♀) (+) *Quercus petraea* (Mattuschka) Liebl.
Andricus coronatus (Giraud, 1859) (♀) *Quercus petraea* (Mattuschka) Liebl.
Andricus curvator Hartig, 1840 (♀♂) *Quercus petraea* (Mattuschka) Liebl.
Andricus foecundatrix (Hartig, 1840) (♀) *Quercus petraea* (Mattuschka) Liebl.
Andricus galeatus (Giraud, 1859) (♀) *Quercus petraea* (Mattuschka) Liebl.
Andricus hystrix Kieffer, 1897 (♀) *Quercus pubescens* Willd.
Andricus inflator Hartig, 1840 (♀♂) *Quercus petraea* (Mattuschka) Liebl.
Andricus kollari (Hartig, 1843) (♀) *Quercus petraea* (Mattuschka) Liebl.
Quercus pubescens Willd.
Andricus pseudoinflator Tvaers, 1901 (♀♂) *Quercus pubescens* Willd.
Andricus quercusradicis (Fabricius, 1798) (♀♂) *Quercus petraea* (Mattuschka) Liebl.
Andricus quercustozae (Bosc, 1792) (♀) *Quercus pubescens* Willd.
Andricus rhyzomae (Hartig, 1843) (♀) *Quercus robur* L.
Andricus solitarius (Fonscolombe, 1832) (♀) *Quercus pubescens* Willd.
Aulacidea hieracii (Bouché, 1834) (♀♂) *Hieracium pilosella* L.
Hieracium umbellatum L.
Biorhiza pallida (Olivier, 1791) (♀♂) *Quercus pubescens* Willd.
Cynips divisa Hartig, 1840 (♀) *Quercus pubescens* Willd.
Cynips quercus (Fourcroy, 1785) (♀) *Quercus pubescens* Willd.
Diastrophus rubi (Bouché, 1834) (♀) *Rubus caesius* L.
Diplolepis eglanteriae (Hartig, 1840) (♀) *Rosa canina* L.
Diplolepis mayri (Schlechtendal, 1877) (♀) *Rosa canina* L.
Rosa arvensis Hudson
Potentilla heptaphylla L.
Diplolepis rosae (Linneo, 1758) (♀) *Rosa canina* L.
Diplolepis spinosissima (Giraud, 1859) (♀♂) *Rosa canina* L.
Neuroterus quercusbaccarum (Linneo, 1758) (♀) *Quercus pubescens* Willd.
Trigonaspis megaptera (Panzer, 1801) (♀) *Quercus petraea* (Mattuschka) Liebl.

- Xestophanes potentillae* (Retzius in De Geer, 1773) (♀♂)

- Quercus pubescens* Willd.
Potentilla aurea L.
Potentilla reptans L.

HYMENOPTERA CHALCIDOIDEA

Eurytomidae

- Tetramesa brachypodii* (Schlechtendal, 1891) (♀) *Brachypodium sylvaticum* (Hudson) Beauv.
Tetramesa hyalipennis (Walker, 1832) (♀♂) *Holcus lanatus* L.

- (+) Specie non citate nella Checklist delle specie della Fauna italiana.
 (*) Specie che alcuni autori indicano non galligena (pseudogalla).
 (♀) Galla prodotta dalla generazione asessuata.
 (♀♂) Galla prodotta dalla generazione sessuata.

ELENCO GENERALE SISTEMATICO PIANTE-GALLE

PTERIDOPHYTA

Hypolepidaceae

- Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn *Aneugmenus padi* (Linneo, 1761)
Dasineura pteridis (Müller, 1871) (+)
Dasineura pteridicola (Kieffer, 1901)
Chirosia betuleti (Ringdahl, 1935)
Monochroa cytisella (Curtis, 1837)

Thelypteritaceae

- Phegopteris polypodioides* Fée *Aneugnemus coronatus* (Klug, 1818)

Athyriaceae

- Athyrium filix-foemina* (L.) Roth *Taphrina athyrii* Siemaszko, 1923

Aspidiaceae

- Dryopteris filix-mas* (L.) Schott *Taphrina vestergrenii* Giesenh., 1901
Dryopteris villarsii (Bellardi) Woyнар *Taphrina fusca* Giesenh., 1899

Polypodiaceae

- Polypodium vulgare* L. *Milesina dieteliana* (Syd. & P. Syd.) Magnus, 1909

GYMNOSPERMAE

Pinaceae

- Abies alba* Miller *Agrobacterium tumefaciens* (E.F. Smith & Townsend) Conn, 1942
Melampsorella caryophyllacearum (DC.) J. Schröt., 1874

- Picea excelsa* (Lam.) Link
Dreyfusia prelli Grosmann, 1935
Mindarus abietinus Koch, 1857 (*)
Agrobacterium tumefaciens (E.F. Smith & Townsend) Conn, 1942
Chrysomyxa woronini Tranzschel, 1903
Adelges laricis Vallot, 1836
Adelges tardus (Dreyfus, 1888)
Sacchiphante abietis (Linneo, 1758)
Sacchiphantes viridis (Ratzeburg, 1843)
Dasineura abietiperda (Henschel, 1880)
Larix decidua Miller
Lachnellula occidentalis (G.G. Hahn & Ayers) Dharne, 1965
Adelges laricis Vallot, 1836
Trisetacus pini (Nalepa, 1887)
Cydia millenniana (Adamczewski, 1967)
Pinus nigra Arnold
Cronartium flaccidum (Alb. & Schwein) G. Winter, 1880
Pineus pini (Macquart, 1819)
Viscum album L. subsp. *austriacum* (Weisb.) Vollmann
Rhyacionia buoliana (Demis & Schiffermüller, 1775)
Pinus sylvestris L.
Melampsora populnea (Pers.) P. Karst., 1879
Trisetacus pini (Nalepa, 1887)
Pineus pini (Macquart, 1819)
Pissodes (Pissodes) validirostris (C.R. Sahlberg, 1834)
Thecodiplosis brachyntera (Schwägrichen, 1835)
Pinus mugo Turra
Melampsora populnea (Pers.) P. Karst., 1879
Cronartium flaccidum (Alb. & Schwein.) G. Winter, 1880
Trisetacus pini (Nalepa, 1887)
Retinia resinella (Linneo, 1758)
Cupressaceae
Juniperus communis L.
Trisetacus juniperinus (Nalepa, 1911)
Carulaspis juniperi (Bouché, 1851)

- Cydia duplicana* (Zetterstedt, 1839)
Chionodes electella (Zeller, 1839)
Lepidoderma carestianum (Rabenh.) Rostaf. 1875 (1874)
Juniperus communis L. subsp. *nana* Willd.
Taxaceae
Taxus baccata L.
Cecidophyopsis psilaspis (Nalepa, 1893)
Taxomia taxi (Inchbald, 1861)
ANGIOSPERMAE DICOTYLEDONES
Salicaceae
Salix alba L.
Melampsora salicis albae Kleb., 1901
Stenacis triradiata (Nalepa, 1892)
Aceria tetanothrix (Nalepa, 1889)
Bactericera albiventris (Förster, 1848)
Dorytomus (Dorytomus) taeniatus (Fabricius, 1781)
Rabdophaga albipennis (Löw 1850)
Hexomyza schineri Giraud, 1861
Rabdophaga pulvini (Kieffer, 1891)
Rabdophaga rosaria (Löw H., 1850)
Rabdophaga deletrix (Rübsaamen, 1921)
Rabdophaga nervorum (Kieffer, 1895)
Cydia servillana (Duponchel, 1836)
Euura (Euura) amerinae (Linneo, 1758)
Nematus (Pteronidea) miliaris (+) (Panzer, 1797)
Euura (Euura) atra (Jurine, 1807)
Pontania (Pontania) proxima (Serville, 1823)
Pristifora (Pristiphora) conjugata (Dahlbom, 1835)
Euura (Euura) testaceipes (Brischke, 1883) (+)
Melampsora larici-epitea Kleb., 1899
Stenacis triradiata (Nalepa, 1892)
Pontania (Eupontania) retusae Benson, 1960
Salix retusa L.

- Salix serpyllifolia* Scop. *Pontania (Eupontania) viminalis* (Linneo, 1758)
- Salix alpina* Scop. *Rhytisma salicinum* (Pers.) Fr., 1823
- Salix glabra* Scop. *Rhytisma salicinum* (Pers.) Fr., 1823
- Salix appendiculata* Vill. *Euura (Euura) testaceipes* (Brischke, 1883 (+))
- Salix caprea* L. *Melampsora caprearum* Tubeuf, 1902
- Rabdophaga clavifex* (Kieffer, 1891)
- Rabdophaga pierreana* (Kieffer, 1909)
- Melampsora caprearum* Thüm., 1879
- Melampsora epitea* Thüm., 1879
- Aculus gemmarum* (Nalepa, 1892)
- Chaitophorun salicti* (Schrank, 1801) (*)
- Saperda populnea* (Linneo, 1758)
- Dorytomus (Dorytomus) taeniatus* (Fabricius, 1781)
- Hexomyza cecidogena* (Hering, 1927)
- Rabdophaga pierreana* (Kieffer, 1909)
- Rabdophaga iteobia* (Kieffer, 1890)
- Rabdophaga clavifex* (Kieffer, 1891)
- Rabdophaga albipennis* (Löw H., 1850)
- Rabdophaga nervorum* (Kieffer, 1895)
- Xanthia (Cirrhia) icteritia* (Hufnagel, 1766)
- Nematus (Pteronidea) miliaris* (Panzer, 1797) (+)
- Euura atra* (Jurine, 1807)
- Salix eleagnos* Scop. *Melampsora epitea* Thüm., 1879
- Aculus tetanothrix* (Nalepa, 1889) (+)
- Cacopsylla ambigua* (Förster, 1848)
- Hexomyza schineri* (Giraud, 1861)
- Dasineura marginemtorquens* (Bremi, 1847)
- Rabdophaga salicis* (Schrank, 1803)
- Euura (Euura) krieckbaumeri* Konow, 1901 (+)
- Phyllocolpa leucosticta* (Hartig, 1837)

- Salix purpurea* L. *Melampsora caprearum* Thüm., 1879
- Melampsora ribesii-purpureae* Kleb., 1901
- Aculus truncatus* (Nalepa, 1892)
- Aculus tetanothrix* (Nalepa, 1889) (+)
- Dorytomus (Dorytomus) taeniatus* (Fabricius, 1781)
- Hexomyza schineri* (Giraud, 1861)
- Rabdophaga degeerii* (Bremi, 1847)
- Rabdophaga purpureaperda* Barnes, 1935
- Rabdophaga insignis* Kieffer, 1906
- Rabdophaga rosaria* (Löw H., 1850)
- Euura (Euura) amerinae* (Linneo, 1758)
- Pontania (Eupontania) vesicator* (Bremi, 1849)
- Pontania (Eupontania) viminalis* (Linneo, 1758)
- Pontania (Pontania) purpureae* (Cameron, 1884)
- Melampsora ribesii-purpureae* Kleb., 1901
- Aceria effusa* (Canestrini, 1892)
- Rabdodphaga degeerii* (Bremi, 1847)
- Pontania (Eupontania) vesicator* (Bremi-Wolf, 1849)
- Taphrina rhizophora* Johanson, 1886
- Melampsora populnea* (Pers.) P. Carso, 1878
- Aceria populi* (Nalepa, 1890) (+)
- Pachypappa vesicalis* Koch, 1856
- Camarotoscena speciosa* (Flor, 1861)
- Saperda populnea* (Linneo, 1758)
- Parantrene tabaniformis* (Rot-tenburg, 1775)
- Ectoedemia (Ectoedemia) turbidella* (Zeller, 1848)
- Cladius (Trichiocampus) grandis* (Serville, 1823) (+)
- Taphrina johansonii* Sadeb., 1891 (1890)
- Aceria dispar* (Nalepa, 1891)
- Salix daphnoides* Vill.
- Populus alba* L.
- Populus tremula* L.

- Aceria populi* (Nalepa, 1890) (+)
Eriophyes diversipunctatus (Nalepa, 1890)
Phyllocoptes populi (Nalepa, 1894)
Chionaspis salicis (Linneo, 1758)
Pachypappa tremulae (Linneo, 1761)
Rabdophaga giraudiana Kieffer, 1898
Contarinia petioli (Kieffer, 1898)
Ectoedemia (Ectoedemia) argyropeza (Zeller, 1839)
Euura (Euura) amerinae (Linneo, 1758)
Taphrina populina Pers., 1815
Aceria populi (Nalepa, 1890) (+)
Pemphigus protospirae Lichtenstein, 1885
Thecabius (Thecabius) affinis (Kaltenbach, 1843)
Hexomyza schineri (Giraud, 1861)
Ectoedemia (Ectoedemia) hannoverella (Glitz, 1872)
Euura (Euura) amerinae (Linneo, 1758)
Cladius (Trichiocampus) grandis (+) (Serville, 1823)

Juglandaceae*Juglans regia* L.**Betulaceae***Betula pendula* Roth

- Aceria erinea* (Nalepa, 1891)
Taphrina turgida Rostr., 1883
Acalitus rudis (Canestrini, 1891)
Cryptorhynchus (Cryptorhynchus) lapatii (Linneo, 1758)
Betulapion simile (W. Kirby, 1811) (+)
Hamamelistes betulinus (Horvath, 1896) (*)
Massalongia ruber (Kieffer, 1890)
Cochylis nana (Haworth, 1811)
Epinotia bilunana (Haworth, 1811)
Hemichroa crocea (Geoffroy, 1785)

Betula pubescens Ehrh.

Alnus viridis (Chaix) DC.
 1912
 (1910)

Alnus glutinosa (L.) Gaertner*Alnus incana* (L.) Moench**Corylaceae***Carpinus betulus* L.

Ostrya carpinifolia Scop.
Corylus avellana L.

Taphrina betulina Rostr., 1883
Nectria ditissima (Tul. & C. Tul.) Samuels & Rossman, 2006
Calaphis betulicola (Kaltenbach, 1843) (*)
Betulapion simile (W. Kirby, 1811)
Massalongia ruber (Kieffer, 1890)
Cochylis nana (Haworth, 1811)
Hemichroa crocera (Geoffroy, 1785)
Taphrina viridis (Sadeb.) Maire,

Aceria nalepai (Fockeu, 1890)
Epinotia immundana (Fischer v. Rösler 1839)
Eriocampa ovata (Linneo, 1761)
Taphrina media Palm, 1918 (1017-18)
Eriophyes laevis (Nalepa, 1889)
Chionaspis salicis (Linneo, 1758)
Dasineura tortilis (Bremi, 1847)
Taphrina epiphylla (Sadeb.) Sacc., 1889
Neonectria galligena (Bres.) Rosman & Samuels, 1999
Eriophyes laevis (Nalepa, 1889)
Epinotia tenerana (Denis & Schiffermüller, 1775)
Eriocampa ovata (Linneo, 1761)

Taphrina carpini (Rostr.) Johanson, 1885
Neonectria galligena (Bres.) Rosman & Samuels, 1999
Aculops macrotrichus (Nalepa, 1889) (+)
Contarinia carpini Kieffer, 1897
Zygiobia carpini (Löw F., 1874)
Zygiobia carpini (Löw F., 1874)
Phytoptus avellanae Nalepa, 1889
Aculus comatus (Nalepa, 1892) (+)
Cecidophyopsis vermiformis (Nalepa, 1889)

Fagaceae*Fagus sylvatica* L.

Corylobium avellanae (Schrank, 1801)
Oberea linearis (Linneo, 1761)
Curculio (Curculio) nucum Linneo, 1758
Mikomyia coryli (Kieffer, 1901)
Contarinia coryli (Kaltenbach, 1859)

Agrobacterium tumefaciens (E.F. Smith & Towsend) Conn, 1942
Neonectria ditissima (Tul. & C. Tul.) Samuels & Rossman, 2006
Aceria nervisequa (Canestrini, 1891)
Lachnus pallipes (Hartig, 1841) (*)
Hartigiola annulipes (Hartig, 1839)
Mikiola fagi (Hartig, 1839)
Phegomyia fagicola (Kieffer, 1901)
Agrobacterium tumefaciens (E.F. Smith & Towsend) Conn, 1942
Agrobacterium tumefaciens (E.F. Smith & Towsend) Conn, 1942
Aceria quercina (Canestrini, 1891)
Trioza remota Förster, 1848)
Contarinia quercina (Rübsaamen, 1890)
Spulerina simploniella (Fischer von Röslerstamm, 1840)
Heliozela sericella (Haworth, 18828)
Andricus amblycerus (Giraud, 1859) (+)
Andricus coronatus (Giraud, 1859)
Andricus curvator Hartig, 1840
Andricus foecundatrix (Hartig, 1840)
Andricus galeatus (Giraud, 1859)
Andricus inflator Hartig, 1840
Andricus kollari (Hartig, 1843)
Andricus quercusradicis (Fabricius, 1798)
Trigonaspis megaptera (Panzer, 1801)

Castanea sativa Miller*Quercus petraea* (Mattuschka) Liebl.*Quercus robur* L.*Quercus pubescens* Willd.

Taphrina caerulescens ((Desm. & Mont.) Tul., 1866
Lachnus longirostris (Mordvilko, 1901) (*)
Agrilus biguttatus (Fabricius, 1776)
Stenolechia gemmella (Linneo, 1758)
Andricus rhyzomae (Hartig, 1843)
Agrobacterium tumefaciens (E.F. Smith & Towsend) Conn, 1942
Agrilus biguttatus (Fabricius, 1776)
Spulerina simploniella (Fischer von Röslerstamm, 1840)
Stenolechia gemmella (Linneo, 1758)
Andricus coronatus (Giraud, 1859)
Andricus hystrix Kieffer, 1897
Andricus kollari (Hartig, 1843)
Andricus pseudoinflator Tvares, 1901
Andricus quercustozae (Bosc, 1792)
Andricus solitarius (Fonscolombe, 1832)
Biorhiza pallida (Olivier, 1791)
Cynips divisa Hartig, 1840
Cynips quercus (Fourcroy, 1785)
Neuroterus quercusbaccarum (Linneo, 1758)
Trigonaspis megaptera (Panzer, 1801)

Ulmaceae*Ulmus glabra* Hudson

Taphrina ulmi (Fuckel) Johanson, 1886 (1885)
Aceria campestricola (Frauenfeld, 1865)
Mimeuria ulmiphila (Del Guercio, 1917)
Eriosoma lanuginosum (Hartig, 1839)
Eriosoma ulmi (Linneo, 1758)
Janetiella lemeei (Kieffer, 1904)

Ulmus minor Miller

Taphrina ulmi (Fuckel) Johanson, 1886 (1885)

- Neonectria coccinea* (Pers.) Rossman & Samuels, 1999
Aceria campestricola (Frauenfeld, 1865)
Kaltenbachiella pallida (Halydai, 1838)
Eriosoma lanuginosum (Hartig, 1839)
Eriosoma ulmi (Linneo, 1758)
Janetiella lemeei (Kieffer, 1904)
- Cannabaceae**
Humulus lupulus L.
- Urticaceae**
Urtica dioica L.
- Parietaria officinalis* L.
- Parietaria diffusa* M. & K.
- Santalaceae**
Thesium bavarum Schrank
- Loranthaceae**
Viscum album L.
- Polygonaceae**
Polygonum minus Hudson
- Polygonum lapathifolium* L.
- Polygonum persicaria* L.
- Podosphaera macularis* (Wallr.) U. Braun & Takam., 2000
- Puccinia urticae-caricis* Kleb., 1899
Trioza urticae (Linneo, 1758)
Taeniapion urticarium (Herbst, 1784)
Dasineura urticae (Perris, 1840)
Aphis (Aphis) parietariae Theobaald, 1922 (*)
Aphis (Aphis) parietariae Theobald, 1922 (*)
- Puccinia thesii* (Desv.) Chaillet, 1830
- Carulaspis visci* (Schrank, 1781)
- Microbotrium cordae* (Liro) G. Demi & Prillinger, 1991
Ditylenchus dipsaci (Kuhn, 1857)
Aphalara polygona Förster, 1848
Aulacorthum solani Kaltenbach, 1843 (*)
Wachtliella persicariae (Linneo, 1767)
Augasma aeratella (Zeller, 1839)
Ustilago persicariae Cif., 1931
Aphalara polygona Förster, 1848
Cryptomyzus (Cryptomyzus)

- Rumex acetosella* L.
- Rumex scutatus* L.
Rumex alpestris Jacq.
Rumex acetosa L.
- Rumex crispus* L.
- Rumex obtusifolius* L.
- Chenopodiaceae**
Chenopodium bonus-henricus L.
- Chenopodium polyspermum* L.
- Chenopodium opulifolium* Schrader
- Chenopodium album* L.
- Atriplex patula* L.
- galeopsidis* Kaltenbach, 1843 (*)
Wachtliella persicariae (Linneo, 1767)
Microbotryum kuehneanum (R. Wolff)
Vanky, 1998
Meloidogyne hapla Chitwood, 19949
Trioza rumicis Low F., 1880
Apion rubiginosum Grill, 1893
Apion frumentarium (Linneo, 1758)
Pyropteron triannuliformis (Freyer, 1843) (+)
Trioza rumicis Low F., 1880
Trioza rumicis Low F., 1880
Physoderma majus (J. Schröt.) Karling, 1950
Aphalara exilis (Weber & Mohr, 1804)
- Perapion (Perapion) violaceum* (W. Kirby, 1808)
Microbotryum kuehneanum (R. Wolff)
Vanky, 1998
Apion frumentarium (Linneo, 1758)
Perapion (Perapion) violaceum (W. Kirby, 1808)
- Peronospora boni-henrici* Gäum., 1919 (1918)
Philaenus spumarius (Linneo, 1758)
Peronospora farinosa (Fr.) Fr., 1849
Bothynoderes affinis (Schrank, 1781) (+)
Peronospora farinosa (Fr.) Fr., 1849
Hayhurstia atriplicis (Linneo, 1761) (*)
Peronospora farinosa (Fr.) Fr., 1849
Heterodera schachtii Schmidt, 1871
Aplonyx chcenopodii Stefani-Perez, 1908
Physoderma pulposum Wallr., 1833
Scrobipalpa obsoletella (Fischer von

	Rösl., 1841)
<i>Atriplex prostrata</i> Boucher ex DC.	<i>Stefaniella cecconii</i> Kieffer, 1909 <i>Hayhurstia atriplicis</i> (Linneo, 1761) (*)
Amaranthaceae	
<i>Amaranthus retroflexus</i> L.	<i>Wilsoniana bliti</i> (Biv.), Thines, 2005
Portulacaceae	
<i>Portulaca oleracea</i> L.	<i>Wilsoniana portulacae</i> (DC.) Thines, 2005
Caryophyllaceae	
<i>Moehringia trinervia</i> (L.) Clairv.	<i>Puccinia arenariae</i> (Schumach.) J. Schröt., 1880 <i>Myzus (Nectarosiphon) certus</i> (Walker, 1849) (*) <i>Puccinia arenariae</i> (Schumach.) J. Schröt., 1880 <i>Puccinia arenariae</i> (Schumach.) J. Schröt., 1880 <i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kuhn, 1857) <i>Cecidophyopsis atrichus</i> (Malepa, 1892)
<i>Minuartia sedoides</i> (L.) Hiern	
<i>Stellaria media</i> (L.) Vill.	
<i>Stellaria graminea</i> L.	
<i>Cerastium arvense</i> L. subsp. <i>strictum</i> (L.) Gaudin	<i>Trioza cerastii</i> (Linneo, 1758)
<i>Cerastium alpinum</i> L.	<i>Peronospora conferta</i> (Unger) Unger, 1847
<i>Cerastium carinthiacum</i> Vest	<i>Myzus (Nectarosiphon) certus</i> (Walker, 1849) (*)
<i>Cerastium holosteoides</i> Fries ampl. Hylander	<i>Puccinia arenariae</i> (Schumach.) J. Schröt., 1880 <i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kuhn, 1857) <i>Puccinia arenariae</i> (Schumach.) J. Schröt., 1880 <i>Myzus (Nectarosiphon) certus</i> (Walker, 1849) (*)
<i>Sagina procumbens</i> L.	<i>Puccinia arenariae</i> (Schumach.) J. Schröt., 1880 <i>Myzus (Nectarosiphon) certus</i> (Walker, 1849) (*)
<i>Lychnis flos-cuculi</i> L.	<i>Puccinia arenariae</i> (Schumach.) J. Schröt., 1880
<i>Silene nutans</i> L.	<i>Sibinia (Sibinia) femoralis</i> Germar, 1824 <i>Caryocolum leucomelanella</i> (Zeller, 1839)
<i>Silene vulgaris</i> (Moench) Garcke	<i>Sorosporium silenes-inflatae</i> Zigno

	ex Cif., 1928 <i>Brachycolus cucubali</i> (Passerini, 1863) (*) <i>Jaapiella floriperda</i> (Löw F., 1888) <i>Caryocolum saginella</i> (Zeller, 1868) <i>Puccinia arenariae</i> (Schumach.) J. Schröt., 1880 <i>Aulacorthum (Aulacorthum) solani</i> Kaltenbach, 1843 (*)
<i>Silene saxifraga</i> L.	
<i>Saponaria officinalis</i> L.	
<i>Dianthus monspessulanus</i> L.	
Ranunculaceae	
<i>Helleborus odoratus</i> W. & K.	<i>Peronospora pulveracea</i> Fuckel, 1863 <i>Peronospora pulveracea</i> Fuckel, 1863 <i>Urocystis trollii</i> Nannf., 1959 <i>Puccinia actaeae-agropyri</i> E. Fisch., 1901 <i>Urocystis irregis</i> (G. Winter) Sävil., 1951 <i>Delphiniobium lycoctoni</i> Börner, 1950 <i>Uromyces aconiti</i> Fuckel, 18884 <i>Puccinia aconiti-rubri</i> Lüdi, 1918 <i>Tranzschelia anemones</i> (Pers.) Nannf., 1939 <i>Aphelenchoides fragariae</i> (Ritzema Bos, 1890) <i>Aulacorthum (Neomyzus)</i> <i>circumflexum</i> (Buckton, 1876) (*) <i>Puccinia clematidis-secalis</i> Dupias, 1948 <i>Aceria vitalbae</i> (Canestrini, 1892) <i>Phyllocoptes heterogaster</i> (Nalepa, 1891) (+) <i>Eurhadinoceraea ventralis</i> (Panzer, 1799) <i>Puccinia alnetorum</i> Gäum., 1941 <i>Eurhadinoceraea ventralis</i> (Panzer, 1799) <i>Puccinia atragenicola</i> (Bubák) P. Synd. & Synd., 1903 (1904) <i>Urocystis ranunculi</i> (Lib.) Moesz, 1950
<i>Helleborus niger</i> L.	
<i>Trollius europaeus</i> L.	
<i>Actaea spicata</i> L.	
<i>Aconitum vulparia</i> Rchb.	
<i>Aconitum lamarckii</i> Rchb.	
<i>Aconitum paniculatum</i> Lam.	
<i>Anemone nemorosa</i> L.	
<i>Anemone trifolia</i> L.	
<i>Clematis vitalba</i> L.	
<i>Clematis recta</i> L.	
<i>Clematis alpina</i> (L.) Miller	
<i>Ranunculus acris</i> L.	

<i>Ranunculus lanuginosus</i> L.	<i>Urocystis ranunculi-lanuginosi</i> (DC.) Zundel, 1953
	<i>Thecabius</i> (<i>Thecabius</i>) <i>affinis</i> (Kaltenbach, 1843)
	<i>Dasineura ranunculi</i> (Bremsi, 1847)
<i>Ranunculus repens</i> L.	<i>Uromyces dactylidis</i> G.H. Otth, 1861
	<i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kuhn, 1857)
	<i>Dasineura ranunculi</i> (Bremsi, 1847)
<i>Ranunculus montanus</i> Willd.	<i>Urocystis ranunculi</i> (Lib.) Moesz, 1950
<i>Ranunculus bulbosus</i> L.	<i>Uromyces fischerianus</i> Mayor, 1906
	<i>Thecabius</i> (<i>Thecabius</i>) <i>affinis</i> (Kaltenbach, 1843)
	<i>Dasineura ranunculi</i> (Bremsi, 1847)
<i>Ranunculus sardous</i> Crantz	<i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kuhn, 1857)
<i>Ranunculus arvensis</i> L.	<i>Uromyces ficariae</i> (Schumacher.) Lév., 1860
<i>Ranunculus ficaria</i> L.	<i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kuhn, 1857)
<i>Ranunculus hybridus</i> Biria	<i>Urocystis ranunculi</i> (Lib.) Moesz, 1950
<i>Ranunculus alpestris</i> L.	<i>Puccinia ranunculi</i> A. Blytt, 1882
	<i>Epitrimerus rhynchothrix</i> (Nalepa, 1897)
	<i>Peronospora alpicola</i> Gäum., 1923
<i>Ranunculus aconitifolius</i> L.	<i>Urocystis ranunculi-lanuginosi</i> (DC.) Zundel, 1953
<i>Ranunculus platanifolius</i> L.	
<i>Aquilegia vulgaris</i> L.	<i>Puccinia actaeae-agropyri</i> E.S. Fisch, 1901
	<i>Philaenus spumarius</i> (Linneo, 1758)
	<i>Longicaudus trirhodus</i> (Walker, 1849) (*)
<i>Aquilegia einseleana</i> F.W. Schultz	<i>Longicaudus trirhodus</i> (Walker, 1849) (*)
<i>Thalictrum aquilegifolium</i> L.	<i>Puccinia alternans</i> Arthur, 1910 (1909)
<i>Thalictrum minus</i> L.	<i>Puccinia recondita</i> Roberge ex Desm., 1857
<i>Thalictrum flavum</i> L.	<i>Puccinia alternans</i> Arthur, 1910 (1909)
<i>Thalictrum lucidum</i> L.	<i>Puccinia alternans</i> Arthur, 1910 (1909)

Berberidaceae*Epimedium alpinum* L.*Calepitrimerus epimedii* De Lillo, 1994*Berberis vulgaris* L.*Puccinia graminis* Pers., 1794
Arge berberidis Schrank, 1802**Guttiferae***Hypericum montanum* L.*Philaenus spumarius* (Linneo, 1758)*Hypericum maculatum* Crantz*Zeuxidiplosis giardi* (Kieffer, 1896)*Hypericum perforatum* L.*Aphis* (*Aphis*) *chloris* Koch, 1854 (*)
Geocrypta braueri (Handlirsch, 1884)**Lauraceae***Laurus nobilis* L.*Cecidophyes lauri* Nuzzaci & Vovlas, 1977**Papaveraceae***Fumaria officinalis* L.*Peronospora affinis* Rossmann, 1857**Cruciferae***Sisymbrium officinale* (L.) Scop.*Albugo candida* (Pers. ex J.F. Gmel.) Roussel, 1806*Ceutorhynchus assimilis* (Paykull, 1800)*Lipaphis* (*Lipaphis*) *erysimi*

(Kaltenbach, 1843) (*)

Dasineura sisymbrii (Schrank, 1803)*Albugo candida* (Pers. ex J.F. Gmel.) Roussel, 1806*Myzus* (*Nectarosiphon*) *persicae* Sulzer, 1776 (*)*Ceutorhynchus assimilis* (Paykull, 1800)*Puccinia thlaspeos* Ficin & C. Schub., 1823*Ceutorhynchus atomus* Boheman, 1845*Plasmodiophora brassicae* Woronin, 1877*Meloidogyne hapla* Chitwood, 1949*Plasmodiophora brassicae* Woronin, 1877*Ceutorhynchus chalybaeus* Germar,*Alliaria petiolata* (Bieb.) Cavara & Grande*Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh.*Erysimum odoratum* Ehrh.*Hesperis matronalis* L.

- Barbarea vulgaris* R. Br. 1824
Albugo candida (Pers. ex J.F. Gmel.)
 Roussel, 1806
Dasineura sisymbrii (Schrank, 1803)
- Armoracia rusticana* Gaertner, Meyer & Scherb.
Ceutorhynchus assimilis (Paykull, 1800)
- Cardamine bulbifera* (L.) Crantz
 Fuckel,
Puccinia dentariae (Alb. & Schwein.)
- Cardamine enneaphyllos* (L.) Crantz
 Fuckel,
 1871
Puccinia dentariae (Alb. & Schwein.)
- Cardamine amara* L.
 1871
Trioza rotundata Flor, 1861
Ceutorhynchus pectoralis Weise,
- 1895
Cardamine impatiens L.
 Roussel,
 1806
Ceutorhynchus pectoralis Weise,
- 1895
Cardaminopsis halleri (L.) Hayek subsp.
ovirensis (Wulfen) Hegi & E. Schmid
Puccinia thlaspeos Ficin & C.
 Schub., 1823
- Arabis sagittata* (Bertol.) DC.
Arabis hirsuta (L.) Scop.
Planchonia arabidis Signoret, 1876
Peronospora arabidis-hirsutae
 Gäum., 1918
- Lunaria annua* L.
Planchonia arabidis Signoret, 1876
Plasmodiophora brassicae
 Woronin, 1877
Ceutorhynchus pallidactylus
 (Marsham, 1802)
- Erophila verna* (L.) Chevall.
Albugo candida (Pers. ex J.F. Gmel.)
 Roussel, 1806
Ceutorhynchus hirtulus Germar, 1824
- Kernera saxatilis* (L.) Rchb.
Albugo candida (Pers. ex J.F. Gmel.)
 Roussel, 1806
- Capsella bursa-pastoris* (L.) Medicus
Albugo candida (Pers. ex J.F. Gmel.)
 Roussel, 1806
Aphis (Aphis) gossypi subsp. *capsellae*
 Kaltenbach, 1843
Ceutorhynchus assimilis (Paykull,
 1800)

- Thlaspi rotundifolium* (L.) Gaudin
Biscutella laevigata L.
- Lepidium campestre* (L.) R. Br.
Lepidium virginicum L.
- Diplotaxis tenuifolia* (L.) DC.
Diplotaxis muralis (L.) DC.
- Sinapis arvensis* L.
- Resedaceae**
Reseda lutea L.
Philaenus spumarius (Linneo, 1758)
- Platanaceae**
Platanus hispanica Mill. ex Münchh.
Erysiphe platani (Howe) U. Braun & S. Takam., 2000 (*)
- Crassulaceae**
Sedum telephium L.
Sedum maximum (L.) Suter
Sedum acre L.
Sedum sexangulare L.
Sedum album L.
Sedum hispanicum L.
Meloidogyne hapla Chitwood, 1949
Puccinia longissima J. Schröt., 1879
Puccinia longissima J. Schröt., 1879
Aizobius sedi (Germar, 1818)
Aphis (Aphis) sedi Kaltenbach, 1843
 (*)
Aphis (Aphis) sedi Kaltenbach, 1843
 (*)
Aulacorthum (Neomyzus) circumflexum (Buckton, 1876) (*)
- Saxifragaceae**
Saxifraga rotundifolia L.
Saxifraga aizoides L.
Saxifraga hostii Taussch
Parnassia palustris L.
Puccinia saxifragae Schltdl., 1824
Synchytrium saxifragae Rytz, 1907
Puccinia pazschkei Dietel, 1891
Synchytrium aureum (J. Schröt.) J. Schröt., 1870 (1869)
- Rosaceae**
Filipendula vulgaris Moench
Triphragmium ulmariae (DC.) Link,

- Filipendula ulmaria* (L.) Maxim. 1825
Urocystis ulmariae (Liro) Vánky, 1985
Dasinura ulmaria (Bremi, 1847)
Rubus saxatilis L. *Phragmidium acuminatum* (Fr.) Cooke, 1871
Rubus idaeus L. *Aceria silvicola* (Canestrini, 1892)
Phragmidium rubi-idaei (DC.) P. Karst, 1878
Phyllocoptes gracilis (Nalepa, 1891) (+)
Agrilus cuprescens (Ménétriés, 1832) (+)
Lasioptera rubi (Schrank, 1803)
Pennisetia hylaeiformis (Laspeyres, 1801)
Rubus caesius L. *Phragmidium bulbosum* (Fr.) Schltl., 1824
Eriophyes rubicolens (Canestrini, 1891)
Dasineura plicatrix (Löw H., 1850)
Diastrophus rubi (Bouché, 1834)
Rosa pendulina L. *Phragmidium fusiforme* J. Schröt., 1870)1869)
Rosa villosa L. *Phragmidium mucronatum* (Pers.) Schltl., 1824
Chionaspis salicis (Linneo, 1758)
Rosa rubrifolia Vill. *Phragmidium rosae pimpinellifoliae* Dietel, 1905
Rosa canina L. *Phragmidium mucronatum* (Pers.) Schltl., 1824
Chionaspis salicis (Linneo, 1758)
Diplolepis mayri (Schlechtendal, 1877)
Diplolepis spinosissimae (Giraud, 1859)
Diplolepis eglanteriae (Hartig, 1840)
Diplolepis rosae (Linneo, 1758)
Cladardis elegantula (Klug, 1817)
Rosa arvensis Hudson *Blennocampa phyllocolpa* (Viitasaari & Vikberg, 1985)
Diplolepis mayri (Schlechtendal, 1877)

- Agrimonia eupatoria* L.
Aremonia agrimoides (L.) DC.
Sanguisorba officinalis L.
Geum rivale L.
Potentilla norvegica L.
Potentilla hirta L.
Potentilla crantzii (Crantz) Beck
Potentilla aurea L.
Potentilla heptaphylla L.
Potentilla erecta (L.) Räuschel Cummins &
Potentilla reptans L.
Alchemilla vulgaris L.em. Fröhner
Pyrus pyraeaster Burgsd.
Pyrus communis L.
Sorbus aucuparia L.
Aphis (Aphis) proffii (Börner, 19429)
Philaenus spumarius (Linneo, 1758)
Xenodochus carbonarius Schltl., 1826
Claremontia puncticeps (Konow, 1886)
Cecidophyes nudus Nalepa, 1891
Philaenus spumarius (Linneo, 1758)
Planchonia arabidis Signoret, 1876
Phyllocoptes parvulus (Nalepa, 1892)
Xestophanes potentillae (Retzius in De Geer, 1773)
Synchytrium cupulatum F. Thomas, 1887
Diastrophus mayri Reinhard, 1876
Frommeella tormentillae (Fuckel) Y. Hirats., 1983
Aphis (Aphis) tormentillae Passerini, 1879 (*)
Phyllocoptes parvulus (Nalepa, 1892)
Physoderma vagans J. Schröt., 1886 (1889)
Phyllocoptes parvulus (Nalepa, 1892)
Xestophanes potentillae (Retzius in De Geer, 1773)
Trachyspora alchemillae (Pers.) Fuckel, 1861
Bacterigera femoralis (Förster, 1848)
Chionaspis salicis (Linneo, 1758)
Gymnosporangium confusum Plowr., 1889
Apiomyia bergenstammi (Wachtl., 1882)
Dasineura pyri (Bouché, 1847)
Enarmonia fomosana (Scopoli, 1763)
Pristiphora (Gymnonychus) abbreviata (Hartig, 1837)
Gymnosporangium tremelloides R. Hartig, 1882
Eriophyes sorbi (Canestrini, 1890)
Dysaphis (Pomaphis) sorbi (Kaltenbach, 1843) 1(*)
Epidiaspis leperii (Signoret, 1869)

	<i>Anthonomus (Anthonomus) humeralis</i> (Panzer, 1794)
<i>Sorbus chamaemespilus</i> (L.) Crantz	<i>Contarinia sorbi</i> Kieffer, 1896 <i>Taphrina deformans</i> (Berk.) Tul., 1866
<i>Sorbus aria</i> (L.) Crantz	<i>Gymnosporangium tremelloides</i> R. Hartig, 1882 <i>Eriophyes arianus</i> (Canestrini, 1890) <i>Dysaphis (Pomaphis) ariae</i> (Börner, 1950) (*)
<i>Cotoneaster integerrimus</i> Medicus	<i>Eriophyes cotoneastri</i> (Canestrini, 1891)
<i>Crataegus monogyna</i> Jacq.	<i>Taphrina crataegi</i> Sadeb., 1890 <i>Cacopsylla melanoneura</i> (Förster, 1848) <i>Epidiaspis leperi</i> (Signoret, 1869) <i>Anthonomus (Anthonomus) pedicularius</i> (Linneo, 1758) <i>Dasineura crataegi</i> (Winnertz, 1853)
<i>Prunus spinosa</i> L.	<i>Taphrina pruni</i> (Fuckel) Tul., 1866 <i>Eriophyes similis</i> (Nalepa, 1890) <i>Aspondylia pruniperda</i> Rondani, 1867 <i>Dasineura tortrix</i> (Löw F., 1877) <i>Pristiphora (Micronematus) monogyniae</i> (Hartig, 1840)
<i>Prunus domestica</i> L.	<i>Taphrina pruni</i> (Fuckel) Tul., 1866 <i>Acalitus phloeocoptes</i> (Nalepa, 1890) (+) <i>Hyalopterus pruni</i> (Geoffroy, 1762) (*) <i>Asphondylia pruniperda</i> Rondani, 1867
<i>Prunus avium</i> L.	<i>Viscum album</i> L. <i>Taphrina cerasi</i> (Fuckel) Sadeb., 1890 <i>Aculus fockeui</i> (Nalepa & Trouessart, 1891) <i>Brachycaudus (Prunaphis) cardui</i> (Linneo, 1758) (*) <i>Anthonomus (Anthonomus) humeralis</i> (Panzer, 1794)
<i>Prunus mahaleb</i> L.	<i>Aculus fockeui</i> (Nalepa & Trouessart,

	1891) <i>Myzzus (Myzus) lythri</i> (Schrank, 1801) (*)
Leguminosae	
<i>Laburnum anagyroides</i> Medicus	<i>Aculus acraspis</i> (Nalepa, 1892) (+)
<i>Genista tinctoria</i> L. Schröt.,	<i>Synchytrium aureum</i> (J. Schröt.) J. 1897 <i>Aceria genistae</i> (Nalepa, 1892) <i>Tychius (Tychius) parallelus</i> (Panzer, 1794) <i>Contarinia melanocera</i> Kieffer, 1904 <i>Jaapiella genisticola</i> (Löw F., 1877) <i>Contarinia melanocera</i> Kieffer, 1904 <i>Rhogogaster (Cytisogaster) genistae</i> Benson, 1947
<i>Genista germanica</i> L. <i>Genista radiata</i> (L.) Scop.	<i>Aculus acraspis</i> (Nalepa, 1892) (+) <i>Aculops allotrichus</i> (Nalepa, 1894) (+)
<i>Chamaespartium sagittale</i> (L.) Gibbs <i>Robinia pseudoacacia</i> L.	<i>Dasineura glycyphyli</i> Rübsaamen, 1912 <i>Thecaphora affinis</i> W.G. Schneid., 1874 <i>Dasineura glycyphyli</i> Rübsaamen, 1912
<i>Astragalus cicer</i> L. <i>Astragalus glycyphyllos</i> L.	<i>Aculus retiolatus</i> (Nalepa, 1892) <i>Peronospora mayorii</i> Gäum., 1923 <i>Firmothrips firmus</i> (Uzel, 1895) (+) <i>Aphis (Aphis) craccivora</i> Koch, 1854 (*) <i>Catapion seniculus</i> (W. Kirby, 1808) <i>Anabremia massalongoi</i> (Kieffer, 1909) <i>Contarinia cracca</i> (Löw H., 185) <i>Megoura viciae</i> Buckton, 1876 <i>Dasineura viciae</i> (Kieffer, 1888) <i>Firmothrips firmus</i> (Uzel, 1895) (+) <i>Dasineura viciae</i> (Kieffer, 1888) <i>Synchytrium viride</i> W.G. Schneid., 1886 (1889) <i>Thecaphora lathyri</i> J.G. Kühn, 1873 <i>Odontothrips loti</i> (Haliday, 1852)
<i>Vicia sylvatica</i> L. <i>Vicia cracca</i> L.	
<i>Vicia sepium</i> L. <i>Vicia sativa</i> L.	
<i>Lathyrus niger</i> (L.) Bernh. <i>Lathyrus pratensis</i> L.	

	<i>Cyanapion (Cyanapion) alcyoneum</i> (Germar, 1917)
<i>Lathyrus sylvestris</i> L.	<i>Cyanapion (Cyanapion) columbinum</i> (Germar, 1817)
<i>Lathyrus latifolius</i> L.	<i>Cyanapion (Cyanapion) columbinum</i> (Germar, 1817)
<i>Ononis spinosa</i> L.	<i>Asphondylia ononidis</i> Löw F., 1873
<i>Melilotus altissima</i> Thuill.	<i>Tychius (Tychius) meliloti</i> Stephens, 1831
<i>Melilotus alba</i> Medicus	<i>Tychius (Tychius) crassirostris</i> Kirsch, 1871
<i>Melilotus officinalis</i> (L.) Pallas	<i>Tychius (Tychius) crassirostris</i> Kirsch, 1871
<i>Medicago lupulina</i> L.	<i>Aceria plicator</i> (Nalepa, 1890) <i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kühn, 1857) <i>Tychius (Tychius) medicaginis</i> C. Brisout, 1862 <i>Jaapiella medicaginis</i> (Rübsaamen, 1912) <i>Asphondylia miki</i> Wachtl, 1880 <i>Uromyces minor</i> J. Schröt., 1887 (1889) <i>Aceria plicator</i> (Nalepa, 1890) <i>Protapion apricans</i> (Herbst, 1797) <i>Protapion varipes</i> (Germar, 1817) <i>Meloidogyne hapla</i> Chitwood, 1949 <i>Aceria plicator</i> (Nalepa, 1890) <i>Protapion dissimile</i> (Germar, 1817) <i>Dasineura trifolii</i> (Löw F., 1874) <i>Uromyces trifolii-repentis</i> Liro, 1906 (1906-1908) <i>Meloidogyne hapla</i> Chitwood, 1949 <i>Catapion seniculus</i> (W. Kirby, 1808) <i>Uromyces trifolii-repentis</i> Liro, 1906 (1906-1908) <i>Catapion pubescens</i> (W. Kirby, 1811) <i>Tychius (Tychius) polylineatus</i> (Germar, 1824) <i>Protapion assimile</i> (W. Kirby, 1808) (+)
<i>Trifolium montanum</i> L.	<i>Protapion apricans</i> (Herbst, 1797) (+)
<i>Trifolium repens</i> L.	
<i>Trifolium hybridum</i> L.	
<i>Trifolium campestre</i> Schreber	
<i>Trifolium pratense</i> L.	
<i>Trifolium medium</i> L.	
<i>Dorycnium herbaceum</i> (Vill.) Rouy	<i>Melanagromyza cunctans</i> (Meigen,

<i>Lotus corniculatus</i> L.	1830) <i>Ischnopterapion (Ischnopterapion)</i> <i>loti</i> (W. Kirby, 1808) <i>Contarinia loti</i> (De Geer, 1776) <i>Jaapiella loticola</i> (Rübsaamen, 1889) <i>Asphondylia coronillae</i> (Vallot, 1829) <i>Asphondylia baudysi</i> Vemmer, 1937 <i>Bremiola onobrychidis</i> (Bremi, 1847)
<i>Coronilla emerus</i> L.	
<i>Coronilla varia</i> L.	
<i>Onobrychis viciifolia</i> Scop.	
Oxalidaceae	
<i>Oxalis corniculata</i> L.	<i>Puccinia sorghi</i> Schwein., 1832 (1834) <i>Aceria oxalidis</i> (Trotter, 1902) <i>Aceria oxalidis</i> (Trotter, 1902) <i>Aceria oxalidis</i> (Trotter, 1902)
<i>Oxalis fontana</i> Bunge	
<i>Oxalis acetosella</i> L.	
Geraniaceae	
<i>Geranium sanguineum</i> L.	<i>Puccinia oerteliana</i> Tranzschel, 1923 <i>Uromyces geranii</i> (DC.) G.H. Otth & Wartm., 1847 <i>Podosphaera fugax</i> (Penz. & Sacc.) U. Braun & S. Takam., 2000 <i>Uromyces kochianus</i> Gaüm., 1933 <i>Uromyces carpathicus</i> Namyst., 1911 <i>Uromyces carpathicus</i> Namyst., 1911 <i>Aceria geranii</i> (Canestrini, 1891) <i>Aceria schlechtendali</i> (Nalepa, 1892) (+) <i>Puccinia geranii-silvatici</i> P. Karst., 1866 <i>Puccinia polygoni-amphibii</i> Pers., 1801 <i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kühn., 1857) <i>Aceria geranii</i> (Canestrini, 1891) <i>Puccinia polygoni-amphibii</i> Pers., 1801 <i>Aceria geranii</i> (Canestrini, 1891)
<i>Geranium pratense</i> L.	
<i>Geranium sylvaticum</i> L.	
<i>Geranium nodosum</i> L.	
<i>Geranium phaeum</i> L.	
<i>Geranium palustre</i> L.	
<i>Geranium pyrenaicum</i> Burm.	
<i>Geranium rotundifolium</i> L.	
<i>Geranium molle</i> L.	
<i>Geranium pusillum</i> L.	
<i>Geranium columbinum</i> L.	
<i>Geranium dissectum</i> L.	
Linaceae	
<i>Linum tenuifolium</i> L.	<i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kühn., 1857) <i>Melampsora lini</i> (Ehrenb.) Lév., 1847
<i>Linum catharticum</i> L.	
Euphorbiaceae	
<i>Mercurialis annua</i> L.	<i>Aulacorthum (Aulacorthum) solani</i>

- Mercurialis perennis* L.
Euphorbia dulcis L.
Euphorbia angulata Jacq.
Euphorbia helioscopia L.
Euphorbia cyparissias L.

Euphorbia amygdaloides L.
- Polygalaceae**
Polygala vulgaris L.
- Aceraceae**
Acer campestre L.

Acer pseudoplatanus L.
- Balsaminaceae**
Impatiens noli-tangere L.

Impatiens parviflora DC.
- Celastraceae**
Euonymus europaeus L.
- Kaltenbach, 1843 (*)
Kalcapion semivittatum (Gyllenhal, 1833)
Melampsora populnea (Pers.) P. Karst., 1879
Spurgia euphorbiae (Vallot, 1827) (+)
Uromyces bresadolae Tranzschel, 1910
Ditylenchus dipsaci (Kühn., 1857)
Uromyces alpestris Tranzschel, 1910
Uromyces striolatus Tranzschel, 1910
Dasineura capsulae Kieffer, 1901
Spurgia euphorbiae (Vallot, 1827)
- Synchytrium aureum* (J. Schröt.) J. Schröt., 1897
- Taphrina acericola* C. Massal., 1894
Aceria heteronyx (Nalepa, 1891)
Aceria macrochela (Nalepa, 1891)
Drisina glutinosa Giard, 1893
Gypsonoma aceriana (Duponchel, 1843)
Taphrina pseudoplatani (C. Massal.) Jaap, 1917
Aceria macrorhyncha (Nalepa, 1889)
Aceria pseudoplatani (Corti, 1905)
Periphyllus aceris (Linneo, 1761) (*)
Acericecis vitrina (Kieffer, 1909) (+)
Atrichosema aceris Kieffer, 1904
Contarinia acerplicans (Kieffer, 1889)
Drisina glutinosa (Giard, 1893)
- Puccinia argentata* (Schultz) G. Winter, 1880
Puccinia komarovii Tranzschel ex P. Syd. & Syd., 1903 (1904)
- Melampsora epitea* Thüm., 1879

- Euonymus latifolius* (L.) Miller
- Buxaceae**
Buxus sempervirens L.
- Rhamnaceae**
Rhamnus saxatilis Jacq.

Rhamnus pumilus Turra
Frangula alnus Miller
- Vitaceae**
Vitis vinifera L.
- Tiliaceae**
Tilia platyphyllos Scop.

Tilia cordata Miller
sman
- Malvaceae**
Malva sylvestris L.
- Thymelaeaceae**
Daphne mezereum L.
- Violaceae**
Viola odorata L.
sch.

Viola hirta L.
- Chionaspis salicis* (Linneo, 1758)
Melampsora epitea Thüm., 1879
Unaspis euonymi (Comstock, 1881)
- Puccinia buxi* Sowerby, 1809
Monarthropalpus flavus (Schrank, 176)
- Puccinia coronata* Corda, 1837
Trichohermes walkeri (Förster, 1848)
Puccinia coronata Corda, 1837
Puccinia coronata Corda, 1837
Trichohermes walkeri (Förster, 1848)
- Calepitrimerus vitis* (Nalepa, 1905)
Colomerus vitis (Pagenstecher, 1857)
Janetiella oenophila (Haimhofen, 1875)
- Eriophyes exilis* (Nalepa, 1892) (+)
Contarinia tiliarum (Kieffer, 1890)
Parna tenella (Klug, 1816)
Neonectria coccinea (Pers.) Ros- & Samuels, 1999
Eriophyes tilia (Pagenstecher, 1857)
Contarinia tiliarum (Kieffer, 1890)
Dasineura thomasiana (Kieffer, 1888)
- Puccinia malvacearum* Bertero ex Mont., 1852
Malvapion malvae (Fabricius, 1775)
- Dasineura daphnes* (Kieffer, 1901)
- Urocystis violae* (Sowerby) A.A. Fisch. Waldh., 1867
Cecidophyes violae (Nalepa, 1902)
Dasineura affinis (Kieffer, 1886)
Urocystis violae (Sowerby) A.A. Fisch.

- Viola mirabilis* L. Waldh., 1867
Urocystis violae (Sowerby) A.A. Fisch. Waldh., 1867
- Viola riviniana* Rchb. *Urocystis violae* (Sowerby) A.A. Fisch. Waldh., 1867
- Viola biflora* L. *Cecidophyes violae* (Nalepa, 1902)
Synchytrium saxifragae Rytz, 1907
Cecidophyes violae (Nalepa, 1902)
- Viola tricolor* L. *Puccinia aegra* (Schumach.) DC., 1815
- Viola arvensis* Murray *Philaenus spumarius* (Linneo, 1758)
Dasineura violae (Löw F., 1880)
Cecidophyes violae (Nalepa, 1902)

Cistaceae

Helianthemum nummularium (L.) Miller
 subsp. *obscurum* (Celak.) Holub

Aceria rosalia (Nalepa, 1891)
Aphis (Aphis) helianthemis Ferrari, 1872 (*)
Helianthemapion aciculare (Germar, 1817)

Helianthemum nummularium (L.) Miller
 subsp. *grandiflorum* (Scop.) Sch. & Th.

Contarinia helianthemis (Hardy, 1850)
Phrissotrichum (Schilskyapion) rugicolle (Germar, 1817)
Contarinia helianthemis (Hardy, 1850)
Aceria rosalia (Nalepa, 1891)

Helianthemum canum (L.) Baumg.
Fumana procumbens (Dunal) G. & G.

Lythraceae

Lythrum salicaria L.
 (*)

Myzus (Myzus) lythri (Schrank, 1801)
Nanomimus hemisphaericus (Olivier, 1807)
Bayeriola salicariae (Kieffer, 1888)

Onagraceae

Circaea x intermedia Ehrh.
Circaea alpina L.

Puccinia circaeae Pers., 1794
Puccinia circaeae-caricis Hasler, 1930
Synchytrium fulgens J. Schröt., 1873
Puccinia gigantea P. Carso, 1878
Craspedolepta nebulosa (Zetterstedt, 1828) (+)
Mompha (Mompha) sturnipennella

Oenothera biennis L.
Epilobium angustifolium L.

- Epilobium hirsutum* L. (Treitschke, 1833) (+)
Aphis (Aphis) praeterita Walker, 1849 (*)
Auleutes epilobii (Paykull, 1800)
Mompha (Mompha) divisella Herrich-Schäffer, 1854
Epilobium montanum L. *Aphis (Aphis) praeterita* Walker, 1849 (*)
Mompha (Mompha) subbistrigella (Haworth, 1828)
Epilobium alsinifolium Vill. *Doassansia epilobii* Farl. ex De Toni, 1883

Cornaceae

Cornus sanguinea L.

Tegonotus acutilobus (Nalepa, 1896) (+)

Cornus mas L.

Anoecia (Anoecia) vagans (Koch, 1856)
Craneiobia corni (Giraud, 1863)
Cenopalpus pulcher (Canestrini & Fanzago, 1876)
Craneiobia corni (Giraud, 1863)

Araliaceae

Hedera helix L.

Planchonia arabidis Signoret, 1876

Umbelliferae

Sanicula europaea L.
Astrantia carniolica Jacq.
Eryngium amethystinum L.
Chaerophyllum hirsutum L. subsp. *villarsii* (W.D.J.)

Puccinia saniculae Grev., 1824
Philaenus spumarius (Linneo, 1758)
Lasioptera eryngii (Vallot, 1829)

Chaerophyllum hirsutum L.
 Koch) Briq.

Hyadaphis foeniculi Passerini, 1860 (*)
Macrolabis heraclei Kaltenbach, 1862

Chaerophyllum aureum L.

Puccinia chaerophylli Purton, 1821
Myzus (Nectarosiphom) persicae Sulzer, 1776 (*)
Puccinia retifera Lindr., 1902 (1901-02)

Chaerophyllum temulum L.

Puccinia chaerophylli Purton, 1821
Lasioptera carophila Löw F., 1874
Kiefferia pericarpiicola (Bremi, 1847)

Anthriscus sylvestris (L.) Hoffm.

- Myrrhis odorata* (L.) Scop.
Pimpinella major (L.) Hudson
- Pimpinella major* (L.) Hudson subsp. *rubra* (Hoppe) Schwarz
Pimpinella saxifraga L.
Aegopodium podagraria L.
 Link, 1817
- Seseli libanotis* (L.) Koch
- Aethusa cynapium* L.
- Athamanta turbith* (L.) Brot.
- Athamanta cretensis* L.
Grafia golaka (Hacq.) Rechb.
Foeniculum vulgare Miller
- Bupleurum ranunculoides* L. subsp. *caricinum* (DC.) Arcang.
- Trinia glauca* (L.) Dumort.
- Apium graveolens* L.
- Carum carvi* L.
- Selinum carvifolia* (L.) L.
- Ligusticum mutellinoides* (Crantz) Vill.
Angelica sylvestris L.
- Peucedanum austriacum* (Jacq.) Koch ex Gäum.,
- Puccinia chaerophylli* Purton, 1821
Puccinia pimpinellae-bistortae Semadeni, 1916
Aceria peucedani (Canestrini, 1892)
Lasioptera carophila Löw F., 1874
- Kiefferia pericarpicola* (Bremi, 1847)
Aceria peucedani (Canestrini, 1892)
Puccinia aegopodii (Schumach.)
- Trioza flavipennis* Förster, 18848
Puccinia libanotidis Lindr., 1901
Aceria peucedani (Canestrini, 1891)
Kiefferia pericarpicola (Bremi, 1847)
- Dysaphis (Dysaphis) angelicae* (Koch, 1854) (*)
Puccinia athamanthina P. Syd. & Syd., 1902 (1904)
Aceria peucedani (Canestrini, 1892)
Aceria peucedani (Canestrini, 1892)
Puccinia malabailae Bubák, 1900
Uromyces graminis (Niessl) Dietel, 1892
Lasioptera carophila Löw F., 1874
- Kiefferia pericarpicola* (Bremi, 1847)
Aceria peucedani (Canestrini, 1892)
Lasioptera carophila Löw F., 1874
Uromyces lineolatus (Desm.) J. Schröt., 1876
- Puccinia bistortae* (F. Strauss) DC., 1815
Puccinia selini-carvifoliae Sävul., 1940
Aceria peucedani (Canestrini, 1892)
Puccinia thomasii Gäum., 1941
Puccinia karstenii Lindr., 1901
Kiefferia pericarpicola (Bremi, 1847)
- Puccinia peucedani-austriaci* Mayor

- 1941
Lasioptera carophila Löw F., 1874
Aceria peucedani (Canestrini, 1892)
Puccinia cervariae Lindroth, 1901
Peucedanum verticillare (L.) Koch
Puccinia terrieri Gäum., 1941
Uromyces lineolatus (Desm.) J. Schröt., 1876
Lixus (Eulixus) iridis Olivier, 1807
Lasioptera carophila Löw F., 1874
Trioza flavipennis Förster, 18848
Protomyces macrosporus Unger, 1833
Puccinia angelicae (Schumach.) Fuckel, 1870 (1969-70)
Kiefferia pericarpicola (Bremi, 1847)
Uromyces lineolatus (Desm.) J. Schröt., 1876
Semiaphis dauci Fabricius, 1775 (*)
Kiefferia pericarpicola (Bremi, 1847)
- Chrysomyxa pyrolae* Rostr., 1881
Chrysomyxa ramischiae Lagerh., 1909
- Pyrolaceae**
Pyrola minor L.
Orthilia secunda (L.) House
- Ericaceae**
Erica carnea L.
- Calluna vulgaris* (L.) Hull
Rhododendron ferrugineum L.
 C.E.
- Rhododendron hirsutum* L.
 C.E.
- Arctostaphylos uva-ursi* (L.) Sprengel
Arctostaphylos alpinus (L.) Sprengel
Vaccinium vitis-idaea L.
- Ctenomeropsis nigra* (Waltl, 1835)
Wachtliella ericina (F. Löw, 1885)
Thekopsora fischeri Cruchet, 1916
Exobasidium rhododendri (Fuckel) Cramer, 1874
Aceria alpestris (Nalepa, 1892)
Exobasidium rhododendri (Fuckel) Cramer, 1874
Exobasidium uvae-ursi (Maire) Juel, 1912
Exobasidium vaccinii (Fuckel) Woronin, 1867
Pucciniastrum goeppertianum

- Vaccinium myrtillus* L. (I.G. Kühn) Kleb., 1904
Exobasidium myrtilli Siegm., 1879
Jaapiella vacciniorum (Kieffer, 1913)
- Primulaceae**
Primula vulgaris Hudson *Urocystis primulae* (Rostr.) Vánky, 1985
Primula veris L. *Puccinia primulae* (DC.) Duby, 1830
Primula veris L. subsp. *columnae* (Ten.) Lüdi *Puccinia primulae* (DC.) Duby, 1830
Primula auricula L. *Uromyces auriculae* (Magnus) A. Buchheim, 1924
Lysimachia punctata L. *Ditylenchus dipsaci* (Kühn, 1857)
Anagallis arvensis L. *Aphis (Aphis) gossypii* Glover, 1877 (*)
- Plumbaginaceae**
Armeria alpina Willd. *Uromyces armeriae* (Schltdl.) Lévy, 1847
- Oleaceae**
Fraxinus ornus L. (E.F. Smith) Stevens *Pseudomonas savastanoi* (E.F. Smith) f. sp. *fraxini* (Brown) Dowson, ?
Fraxinus excelsior L. *Aceria fraxinivora* (Nalepa, 1909)
Dasineura fraxini (Bremi, 1847)
Neonectria ditissima Tul. & C. Tul., 1865
Aceria fraxinivora (Nalepa, 1909)
Prociphilus (Prociphilus) fraxini (Fabricius, 1777)
Dasineura acrophila (Winnertz, 1853)
Ligustrum vulgare L. *Puccinia obtusata* G.H. Oth ex E. Fisch., 1898
- Gentianaceae**
Gentiana nivalis L. *Microbotryum nannfeldtii* (Liro) Vánky, 1998
Gentiana ciliata L. *Planchonia arabidis* Signoret, 1876
- Apocynaceae**
Vinca minor L. *Puccinia cribrata* Arthur & Cummins, 1933
Aulacorthum (Aulacorthum) solani Kaltenbach, 1843 (*)

- Asclepiadaceae**
Vincetoxicum hirundinaria Medicus *Euphranta (Euphranta) connexa* (Fabricius, 1794)
- Rubiaceae**
Asperula cynanchica L. *Aphis (Aphis) galiiscabri* Schrank, 1801 (*)
Dasineura asperulae (F. Löw, 1875)
Aculus anthobius (Nalepa, 1892)
Aceria galiobia (Canestrini, 1891)
Aceria galiobia (Canestrini, 1891)
Aculus anthobius (Nalepa, 1892)
Staegeriella necopinata (Börner, 1939)
Cecidophyes galii (Karpelles, 1884)
- Convolvulaceae**
Calystegia sepium (L.) R. Br. *Philaenus spumarius* (Linneo, 1758)
- Boraginaceae**
Echium vulgare L. *Dictyla echii* (Schrank, 1782)
Cynaeda dentalis (Denis & Schiffermüller, 1775)
Brachycaudus (Prunaphis) jacobii Stroyan, 1957 (*)
Dictyla humuli (Fabricius, 1794)
Pucciniastrum symphyti (DC.) McKenzie & Padamsee, 2014
Puccinia recondita Roberge ex Desm., 1857
Aecidium kabatianum Bubák, 1899
Brachycaudus (Brachycaudus) helichrysi (Kaltenbach, 1843) (*)
- Pulmonaria officinalis* L. *Myosotis arvensis* (L.) Hill
Symphytum officinale L. *Myosotis sylvatica* Hoffm.
Symphytum tuberosum L.
- Borago officinalis* L.
- Labiatae**
Ajuga reptans L. *Myzus (Nectarosiphon) ajugae* Schouteden, 1903 (*)
Teucrium chamaedrys L. *Aculus teucrii* (Nalepa, 1892)
Dasineura teucrii (Tavares, 1903)
Copium clavicorne (Linneo, 1758)
Copium teucrii (Presentatore, 1788)
Philaenus spumarius (Linneo, 1758)
Thamnurgus kaltenbachii (Bach, 1849)
Lamium album L. *Melanotaenium jaapii* Magnus, 1911

	<i>Thamnurgus kaltenbachi</i> (Bach, 1849)
<i>Ballota nigra</i> L. subsp. <i>uncinata</i> (Fiori & Beg.) Patzak	<i>Contarinia ballotae</i> Kieffer, 1898
<i>Stachys officinalis</i> (L.) Trevisan	<i>Aceria solida</i> (Nalepa, 1892) <i>Thamnurgus kaltenbachi</i> (Bach, 1849)
<i>Stachys alpina</i> L.	<i>Thamnurgus kaltenbachi</i> (Bach, 1849)
<i>Stachys sylvatica</i> L.	<i>Wachtliella stachydis</i> (Brems, 1847)
<i>Stachys recta</i> L.	<i>Puccinia vossii</i> Körn. ex G. Winter, 1881 (1884) <i>Aceria solida</i> (Nalepa, 1892) <i>Wachtliella stachydis</i> (Brems, 1847) <i>Asphondylia stachydis</i> Stelter in Buhr, 1965
<i>Stachys recta</i> L. subsp. <i>labiosa</i> (Bertol.) Briq.	<i>Aceria solida</i> (Nalepa, 1892)
<i>Glechoma hederacea</i> L.	<i>Dasineura glechomae</i> (Kieffer, 1889) <i>Rondaniola bursaria</i> (Brems, 1847)
<i>Prunella grandiflora</i> (L.) Scholler	<i>Puccinia molinae</i> Tul., 1854
<i>Acinosa arvensis</i> (L.) Dandy	<i>Squamapion vicinum</i> (W. Kirby, 1808)
<i>Clinopodium vulgare</i> L.	<i>Aphis (Aphis) clinopodii</i> Passerini, 1861 (*)
<i>Origanum vulgare</i> L.	<i>Aceria labiatiflorae</i> (Nalepa, 1889)
<i>Thymus pulegioides</i> L.	<i>Puccinia stipina</i> Tranzschel, 1913 <i>Bayeriella thymicola</i> (Kieffer, 1888) <i>Janetiella thymi</i> (Kieffer, 1888)
<i>Mentha arvensis</i> L.	<i>Aceria mentharia</i> (Canestrini, 1890) <i>Squamapion vicinum</i> (W. Kirby, 1808) <i>Asphondylia menthae</i> Kieffer, 1902
<i>Mentha aquatica</i> L.	<i>Puccinia menthae</i> Pers., 1801 <i>Aceria megacera</i> (Canestrini & Massalongo, 1893) <i>Ovatus (Ovatus) crataegarius</i> (Walker, 18850)
<i>Mentha longifolia</i> (L.) Hudson	<i>Aceria mentharia</i> (Canestrini, 1890) <i>Asphondylia menthae</i> Kieffer, 1902
<i>Salvia glutinosa</i> L.	<i>Puccinia salviae</i> Unger, 1836
<i>Salvia pratensis</i> L.	<i>Puccinia stipina</i> Tranzschel, 1913 <i>Dasineura salviae</i> (Kieffer, 1909)
<i>Salvia verticillata</i> L.	<i>Puccinia nigrescens</i> Kirchn., 1856

Solanaceae*Atropa belladonna* L.*Solanum nigrum* L.*Solanum dulcamara* L.**Buddlejaceae***Buddleja davidii* Franchet**Scrophulariaceae***Verbascum phlomoides* L.*Verbascum thapsus* L.*Verbascum nigrum* L.*Scrophularia nodosa* L.*Scrophularia canina* L.*Chaenorhinum minus* (L.) Lange*Linaria vulgaris* Miller*Digitalis grandiflora* Miller*Paederota bonarota* (L.) L.*Veronica serpyllifolia* L.*Aecidium belladonnae* H.K.G. Paul & Poelt, 1950*Globodera rostochiensis* (Wollenweber, 1923)*Synchytrium endobioticum* (Schilb.) Percival, 1909*Aceria lycopersici* (Wolffenstein, 1879)*Contarinia solani* (Rübsaamen, 1892)*Philaenus spumarius* (Linneo, 1758)*Rhinusa asellus* (Gravenhorst, 1807)*Aphis (Aphis) verbasci* Schrank, 1801 (*)*Rhinusa tetra* (Fabricius, 1792)*Asphondylia verbasci* (Vallot, 1827)*Lygus pratensis* (Linneo, 1758)*Aphis (Aphis) verbasci* Schrank, 1801 (*)*Uromyces scrophulariae* (DC.)

Fuckel, 1870 (1869-70)

Asphondylia scrophulariae Schiner, 1856*Asphondylia scrophulariae* Schiner, 1856*Rhinusa antirrhini* (Paykull, 1800)*Mecinus janthinus* Germar, 1821*Rhinusa linariae* (Panzer, 1792)*Rhinusa collina* (Gyllenhal, 1813)*Diodaulus linariae* (Winnertz, 1853)*Eupithecia linariata* (Denis & Schiffermüller, 1775)*Meloidogyne hapla* Chitwood, 1949*Aceria bonarotae* (Canestrini & Massalongo, 1895)*Entyloma veronicae* (Halst.)

Lagerh., 1891

Ditylenchus dipsaci (Kühn, 1857)*Gymnetron melanarium* (Germar, 1821)

- Veronica arvensis* L. *Schroeteria delastrina* (Tul. & C. Tul.) G. Winter, 1881 (1884)
- Veronica hederifolia* L. *Ditylenchus dipsaci* (Kühn, 1857)
- Veronica chamaedrys* L. *Jaapiella veronicae* (Vallot, 1827)
- Veronica officinalis* L. *Gymnetron veronicae* (Germar, 1821)
- Veronica anagallis-aquatica* L. *Aphis (Aphis) nasturtii* Kaltenbach, 1843 (*)
- Gymnetron veronicae* (Germar, 1821)
- Gymnetron villosulum* Gyllenhal, 1838
- Euphrasia rostkoviana* Hayne *Plasmopara densa* (Rabenh.) J. Schröt., 1886 (1889)
- Euphrasia stricta* D. Wolff *Plasmopara densa* (Rabenh.) J. Schröt., 1886 (1889)
- Bartsia alpina* L. *Aceria bartschiae* (Nalepa, 1907)
- Rhinanthus minor* L. *Philaenus spumarius* (Linneo, 1758)
- Globulariaceae**
- Globularia puctata* Lapeyr. *Puccinia globulariae* DC., 1815
- Globularia cordifolia* L. *Puccinia globulariae* DC., 1815
- Lentibulariaceae**
- Pinguicula alpina* L. *Microbotryum pinguiculae* (Rostr.) Vanky, 1998
- Plantaginaceae**
- Plantago major* L. *Aphis (Aphis) plantaginis* Goeze, 1778 (*)
- Mecinus collaris* Germar, 1821
- Plantago media* L. *Mecinus pyraister* (Herbst, 1795)
- Plantago lanceolata* L. *Planchonia arabidis* Signoret, 1876
- Mecinus collaris* Germar, 1821
- Mecinus labilis* (Herbst, 1795) (+)
- Caprifoliaceae**
- Sambucus ebulus* L. *Epitrimerus trilobus* (Nalepa, 1891)
- Aphis (Aphis) sambuci* Linneo, 1758
- Placochela nigripes* (Löw F., 1877)
- Epitrimerus trilobus* (Nalepa, 1891)
- Aphis (Aphis) sambuci* Linneo, 1758

- Contarinia sambuci* (Kaltenbach, 1873)
- Epitrimerus trilobus* (Nalepa, 1891)
- Eriophys viburni* (Nalepa, 1889)
- Chionaspis salicis* (Linneo, 1758)
- Aphis (Aphis) lantanae* Koch, 1854 (*)
- Contarinia sambuci* (Kaltenbach, 1873)
- Sackenomyia reaumurii* (Bremi, 1847)
- Chionaspis salicis* (Linneo, 1758)
- Philaenus spumarius* (Linneo, 1758)
- Ceruraphis eriophori* (Walker, 1848)
- Contarinia lonicerae* Kieffer, 1909
- Hoplocampoides xylostei* (Vallot, 1836)
- Rhopalomyzus (Rhopalomyzus) poae* (Gillette, 1908) (*)
- Contarinia lonicerae* Kieffer, 1909
- Acucilus xylostei* (Canestrini, 1892)
- Hyadaphis foeniculi* Passerini, 1860 (*)
- Pteropteryx dodecadactyla* Hübner, 1813
- Dasineura xylostei* (Kieffer, 1909)
- Dasineura excavans* (Kieffer, 1909)
- Alucita hexadactyla* (Linneo, 1758)
- Hoplocampoides xylostei* (Vallot, 1836)
- Adoxaceae**
- Adoxa moschatellina* L. *Puccinia adoxae* R. Hedw., 1805
- Valerianaceae**
- Valerianella locusta* (L.) Laterrade
- Centranthus ruber* (L.) DC.
- Valeriana montana* L.
- Valeriana tripteris* L.
- Dipsacaceae**
- Knautia longifolia* (W. & K.) Koch
- Scabiosa graminifolia* L. *Thrips vulgatissimus* Haliday, 1836
- Aphelenchoides fragraria* (Ritzema Bos, 1890)

Scabiosa columbaria L.

Campanulaceae

Campanula rapunculus L.

Campanula sibirica L.

Campanula glomerata L.

Campanula spicata L.

Campanula trachelium L.

Campanula rapunculoides L.

Campanula rotundifolia L.

Campanula cochlearifolia Lam.

Phyteuma spicatum L.

Phyteuma orbiculare L.

Phyteuma sieberi Sprengel

Compositae

Eupatorium cannabinum L.
chrysi

Adenostyles alliariae (Gouan) Kerner

Adenostyles glabra (Miller) DC.

Solidago virgaurea L.

Epiblema scutulana (Denis & Schif
fermüller, 1775)

Puccinia campanulae Carmich., 1836

Planchonia arabidis Signoret, 1876

Aculus schmardae (Nalepa, 1889)

Puccinia campanulae Carmich., 1836

Dasineura campanularum (Kieffer,
1909)

Aculus schmardae (Nalepa, 1889)

Aculus schmardae (Nalepa, 1889)

Dasineura cecconiana (Kieffer, 190)

Campanula carnica Schiede ex M. & K.

Aculus schmardae (Nalepa, 1889)

Puccinia campanulae Carmich., 1836

Geocrypta campanulae (Muller,
1871) (+)

Puccinia rytzii Gäum. & Jaag, 1935

Geocrypta campanulae (Muller,
1871) (+)

Uromyces caricis sempervirentis E.
Fisch., 1898

Dasineura phyteumatis (Löw F.,
1885)

Uromyces caricis sempervirentis E.
Fisch., 1898

Dasineura phyteumatis (Löw F.,
1885)

*Brachycaudus (Brachycaudus) heli-
chrysi*
(Kaltenbach, 1843) (*)

Adaina microdactyla (Hübner, 1813)

Uromyces veratri (DC.) J. Schröt.,
1870 (1869)

Aphis (Aphis) cacaliasteris Hille Ris
Lambers, 1947

Puccinia virgae-aureae (DC.) Lib.,
1837

Campiglossa grandinata (Rondani
1870)

Dasineura virgaeaureae (Liebel,

1889)

Eucosma aspidiscana (Hübner, 1817)

Caulastrocecis furfurella

(Staudinger, 1871)

Eucosma aspidiscana (Hübner, 1817)

Puccinia asteris-alpini P. Syd. &

Syd., 1902 (1904)

Puccinia bellidii (Unger) G.

Winter, 1881 (1884)

Tephritis arnicae (Linneo, 1758)

Philaenus spumarius (Linneo, 1758)

Brachycaudus (Brachycaudus)

helichrysi

(Kaltenbach, 1843) (*)

Brachycaudus (Brachycaudus)

helichrysi

(Kaltenbach, 1843) (*)

Dasineura erigerontis Rübsaamen,

1912

Inuromaesa maura (Frauenfeld,
1857) (+)

Acodiplosis inulae (Löw F., 1847)

Neomikiella beckiana (Mik, 1885)

Uromyces junci Tul., 1854

Meloidogyne hapla Chitwood, 1949

Meloidogyne hapla Chitwood, 1949

Heterodera schachtii Schmidt, 1871

Puccinia xanthii Schwein., 1822

Protomyces buerenianus Buhr, 1949

Didymaria matricariae Syd., 1921

Acentrotypus brunnipes (Boheman,
1839)

Ozirhincus longicollis Rondani, 1840

Ozirhincus anthemidis (Rübsaamen,
1916)

Trupanea stellata (Fuesslin, 1775)
(+)

Aceria achilleae (Corti, 1903)

Phycitodes maritima (Tengström,
1848) (+)

Oxya flavipennis (Löw F., 1844)

Dithryca guttularis (Meigen, 1826)

Rhopalomyia millefolii (Löw H.,

Aster linoisyris (L.) Bernh.

Aster alpinus L.

Aster bellidiastrum (L.) Scop.

Aster amellus L.

Conyza canadensis (L.) Cronq.

Erigeron annuus (L.) Pers.

Erigeron acer L.

Inula hirta L.

Inula ensifolia L.

Inula conyza DC.

Bupthalmum salicifolium L.

Bidens tripartita L.

Rudbeckia laciniata L.

Helianthus tuberosus L.

Xanthium italicum Moretti

Galinsoga parviflora Cav.

Anthemis arvensis L.

Achillea millefolium L.

- Achillea distans* W. & K. 1850)
Rhopalomyia millefolii (Löw H., 1850)
Matricaria chamomilla L. *Meloidogyne hapla* Chitwood, 1949
Microplontus rugulosus (Herbst, 1795)
Omphalapion laevigatum (Paykull, 1792)
Trupanea stellata (Fuesslin, 1775) (+)
Matricaria inodora L. *Entyloma matricariae* Rostr., 1884
Omphalapion laevigatum (Paykull, 1792)
Leucanthemum vulgare Lam. *Thrips nigropilosus* Uzel, 1895
Ozirhincus longicollis Rondani, 1840
Oxya nebulosa (Wiedemann, 1817)
Rhopalomyia hypogaea (Löw F., 1885)
Leucanthemum heterophyllum (Willd.) DC. *Rhodococcus fascians* (Tilford) Lacey, 1939
Trioza abdominalis Flor, 1861
Tanacetum corymbosum (L.) Sch.- Bip. *Philaenus spumarius* (Linneo, 1758)
Artemisia vulgaris L. *Aceria artemisiae* (Canestrini, 1891)
Aceria marginemvolvans (Corti, 1910)
Tingis (Tingis) crispata (Herrich-Schäffer, 1838)
Coloradoa artemisiae (Del Guercio, 1913)
Rhinoncus pericarpus (Linneo, 1758)
Oxya parietina (Linneo, 1758)
Rhopalomyia foliorum (Löw H., 1850)
Rhopalomyia baccarum (Wachtl, 1883)
Epiblema foenella (Linneo, 1758)
Ostrinia nubilalis (Hübner, 1796)
Coloradoa artemisiae (Del Guercio, 1913)
Trupanea stellata (Fuesslin, 1775) (+)
Ostrinia nubilalis (Hübner, 1796)

- Phycitodes maritima* (Tengström, 1848) (+)
Puccinia poarum Nielsen, 1877
Puccinia petasitis Vestergr., 1909
Puccinia petasitis Vestergr., 1909
Puccinia glomerata Grev., 1837
Puccini conglomerata (F. Strauss) Röhl, 1813
Tephritis arnicae (Linneo, 1758)
Puccinia baldensis Gäum., 1951
Puccinia uralensis Tranzschel, 1891
Trioza senecionis (Scopoli, 1763)
Contarinia aequalis Kieffer, 1898
Sphenella marginata (Fallen, 1814)
Platyptilia nemoralis Zeller, 1841
Trioza senecionis (Scopoli, 1763)
Contarinia aequalis Kieffer, 1898
Trupanea stellata (Fuesslin, 1775) (+)
Platyptilia nemoralis Zeller, 1841
Contarinia jacobaeae (Löw H., 1850)
Puccinia ligericae P. Syd., 1892
Epiblema scutulana (Denis & Schiffermüller, 1775)
Puccinia calcitrapae DC., 1805
Ceratapion ((acanephonus) onopordi (W. Kirby, 1808)
Tephritis bardanae (Schrank, 1803)
Puccinia calcitrapae DC., 1805
Tephritis bardanae (Schrank, 1803)
Ditylenchus dipsaci (Kühn, 1857)
Aphis (Aphis) fabae Scopoli, 1763 (*)
Phytomyza continua Hendel, 1920
Urophora solstitialis (Linneo, 1758)
Puccinia calcitrapae DC., 1805
Aceria anthocoptes (Nalepa, 1892)
Cleonis pigra (Scopoli, 1763)
Phytomyza continua Hendel, 1920
Urophora terebrans (Löw H., 1850)
Aceria anthocoptes (Nalepa, 1892)
Trioza agrophila Löw F., 1888
Larinus (Phyllonomeus) rusticanus
- Tussilago farfara* L.
Petasites hybridus (L.) Gaertn.
Petasites albus (L.) Gaertn.
Petasites paradoxus (Retz.) Baumg.
Homogyne alpina (L.) Cass.
Arnica montana L.
Senecio ovirensis (Koch) DC.
Senecio nemorensis L.
Senecio fuchsii Gmelin
Senecio vulgaris L.
Senecio viscosus L.
Arctium lappa L.
Arctium minus (Hill) Bernh.
Carduus crispus L.
Cirsium vulgare (Savi) Ten.
Cirsium eriophorum (L.) Scop.
Cirsium arvense (L.) Scop.

- Gyllenhal,
1835
Cirsium palustre (L.) Scop. *Urophora cardui* (Linneo, 1758)
Synchytrium sanguineum J. Schröt., 1876
Phytomyza continua Hendel, 1920
Larinus (Phyllonomeus) rusticanus
- Gyllenhal,
1835
Cirsium erisithales (Jacq.) Scop. *Epiblema scutulana* (Denis. & Schiffermüller, 1775)
Puccinia dioicae Magnus, 1877
Tephritis conura (Löw F., 1844)
Urophora congrua Löw F., 1862 (+)
Cirsium oleraceum (L.) Scop. *Puccinia cnici-oleracei* Pers., 1823
Trioza agrophila Löw F., 1888
Cleonis pigra (Scopoli, 1763)
Larinus (Phyllonomeus) rusticanus Gyllenhal, 1835
- Saussurea discolor* (Willd.) DC. *Coleosporium saussureae* Thüm., 1880
- Serratula tinctoria* L. *Puccinia schroeteriana* Kleb., 1895
Loewiola serratulae Kieffer, 1905
Trupanea stellata (Fuesslin, 1775) (+)
Eucosma albidulana (Herrich-Schäffer, 1851)
Centaurea scabiosa L. *Aceria centaureae* (Nalepa, 1891)
Larinus (Phyllonomeus) rusticanus
- Gyllenhal,
1835
Centaurea jacea L. *Urophora cuspidata* (Meigen, 1826) (+)
Puccinia hieracii (Röhl.) H. Mart., 1817
Aceria centaureae (Nalepa, 1891)
Pseudocleonus (Pseudocleonus) grammicus (Panzer, 1789)
Urophora jaceana (Hering, 1935)
Epiblema scutulana (Denis. & Schiffermüller, 1775)
Pseudocleonus grammicus (Panzer,

- 1789)
Centaurea transalpina Schleicher
Centaurea nigra L. *Aceria centaurea* (Nalepa, 1891)
Chaetorellia jaceae (Robineau-Desvoidy, 1830)
Epiblema scutulana (Denis & Schiffermüller, 1775)
Aceria centaurea (Nalepa, 1891)
Trupanea stellata (Fuesslin, 1775) (+)
Larinus (Phyllonomeus) rusticanus Gyllenhal, 1835
Urophora solstitialis (Linneo, 1758)
Metzneria aestivella (Zeller, 1839)
Puccinia calcitrapae DC., 1805
Microbotryum cichorii (Syd.) Vánky, 1998
Puccinia poae-aposeridis Gäum. & Poelt, 1960
Trioza dispar Löw F., 1878
- Tragopogon pratensis* L. subsp. *orientalis* (L.) Čelak.
Scorzonera rosea W. & K.
Scorzonera austriaca Willd.
Hypochoeris maculata L.
Leontodon autumnalis L.
- Leontodon hispidus* L.
Picris hieracioides L.
- Taraxacum balticiforme* Dahlst.
Taraxacum palustre (Lyons) Symons
Taraxacum officinale Weber
- Thrips physapus* Linneo, 1758
Ensina sonchi (Linneo, 1767)
Puccinia scorzonerae (Schumach.) Juel, 1896
Puccinia jackyana Gäum. ex Jørst., 1961
Ditylenchus dipsaci (Kühn, 1857)
Aceria anthocoptes (Nalepa, 1892)
Tephritis leontodontis (De Geer, 1776)
Campiglossa producta (Löw F., 1844)
Protomyces kriegarianus Büren, 1922
Trioza dispar Löw F., 1878)
Entyloma picridis Rostr., 1877
Aceria picridis (Canestrini & Massa longo, 1894)
Contarinia picridis (Kieffer, 1894)
Napomyza lateralis (Fallen, 1823)
Puccinia hieracii (Röhl.) H. Mart., 1817
Entyloma picridis Rostr., 1877
Synchytrium taraxaci de Bary & Woronin,

- 1863
Cystiphora taraxaci (Kieffer, 1888)
Campiglossa producta (Löw F., 1844)
Aceria sonchi (Nalepa, 1902)
Hyperomyzus (Hyperomyzus) lactucae
(Linneo, 1758) (*)
Contarinia schlechtendaliana
(Rübsaamen, 1893)
Cystiphora sonchi (Vallot, 1827)
Aceria sonchi (Nalepa, 1902)
Uroleucon (Uroleucon) sonchi
(Linneo, 1767) (*)
Protomyces sonchi Lindf., 1918
Uroleucon (Uroleucon) sonchi
(Linneo, 1767) (*)
Tephritis formosa (Löw F., 1844)
Puccinia opizii Bubák, 1902
Trioza foersteri Meyer-Dür, 1871
Puccinia major Dietel, 1894
Protomyces crepidis-paludosae
Büren, 1922
Puccinia crepidis-montana
Magnus, 1904
Volkartia rhaetica (Volkart) Maire,
1907
Entyloma crepidi-rubrae (Jaap)Liro,
1938
Craspedolepta flavipennis (Förster,
1848) (+)
Phytomyza robustella Hendel, 1936
Protomycopsis crepidis Jaap, 1908
Trioza proxima Flor, 1861
Cystiphora sanguinea (Brems, 1847)
Tephritis ruralis (Löw F., 1844)
Aulacidea hieracii (Bouché, 1834)
Aceria longiseta (Nalepa, 1891)
Puccinia hieracii (Röhl.) H. Mart.,
1817
Entyloma hieracii Syd. & P. Syd.,
1924
Puccinia hieracii (Röhl.) H. Mart.,
- Sonchus arvensis* L.
- Sonchus asper* (L.) Hill
- Sonchus oleraceus* L.
- Lactuca serriola* L.
Mycelis muralis (L.) Dumort.
Crepis paludosa (L.) Moench
- Crepis pontana* (L.) D. Torre
- Crepis conyzifolia* (Gouan) D. Torre
- Crepis biennis* L.
- Crepis froelichiana* DC. subsp. *dinarica*
(Beck) Guterm.
- Hieracium pilosella* L.
- Hieracium piloselloides* Vill.
Hieracium glaucum All.
- Hieracium pospichalii* Zahn
- Hieracium villosum* L.

- 1817
Tephritis ruralis (Löw F., 1844)
Aceria longiseta (Nalepa, 1891)
Aceria longiseta (Nalepa, 1891)
Cochylis atricapitana (Stephens,
1852)
Aulacidea hieracii (Bouché, 1834)
Puccinia hieracii (Röhl.) H. Mart.,
1817
Aceria longiseta (Nalepa, 1891)
Trupanea stellata (Fuesslin, 1775)
(+)
- Hieracium murorum* L.
Hieracium lachenalii Gmelin
Hieracium umbellatum L.
- Hieracium sabaudum* L.
- MONOCOTYLEDONEAE**
Liliaceae
Gagea lutea (L.) Ker-Gawl.
- Lilium martagon* L.
- Ornithogalum umbellatum* L.
- Muscari botryoides* (L.) Miller
- Allium cirrhosum* Vandelli
Allium ursinum L.
Convallaria majalis L.
- Paris quadrifolia* L.
- Iridaceae**
Iris graminea L.
- Juncaceae**
Juncus trifidus L.
- Juncus bufonius* L.
- Juncus inflexus* L.
- Juncus articulatus* L.
- Luzula campestris* (L.) DC.
- Synchytrium laetum* J. Schröt., 1879
(1869)
Uromyces aecidiiforme (F. Strauss)
C.C. Röss, 1917
Vankya ornithogali (J.C. Schmidt &
Kunze)
Ershad, 2000
Antherospora muscari-botryoides
(Cif.) Piatek & M. Lutz, 2013
Urocystis allii Schellenb., 1911
Urocystis allii Schellenb., 1911
Puccinia convallariae-digraphidis
Kleb., 1869
Urocystis paridis (Unger) Thüm.,
1882 (1881)
- Mononychus punctumalbum* (Herbst,
1784)
- Tolyposporium junci* (J. Schröt.) Wo
ronin, 1882
Urocystis johansonii (Lagerh.)
Magnus, 1896 (1895)
Tolyposporium junci (J. Schröt.)
Woronin, 1882
Entorrhiza casparyana (Magnus)
Lagerh., 1888
Bauerago vuyckii (Oudem & Beij.)

Vänky,

Graminaceae*Cynosurus cristatus* L.*Briza media* L.*Briza media* L.*Dactylis glomerata* L.*Poa annua* L.*Poa compressa* L.*Poa pratensis* L.*Poa alpina* L.*Festuca altissima* All.*Festuca pratensis* Hudson*Festuca rubra* L.*Festuca alpina* Suter*Sesleria sphaerocephala* Ardoino*Sesleria varia* (Jacq.) Wettst.*Sesleria ovata* (Hoppe) Kerner*Melica ciliata* L.*Lolium perenne* L.*Bromus erectus* Hudson*Bromus inermis* Leyser

1999

Aceria tenuis (Nalepa, 1891)*Hybolasioptera fasciata* (Kieffer, 1904) (+)*Ustilago brizae* (Ule) Liro, 1924 Bri-*Ustilago striiformis* (Westend.) Niessl, 1876*Haplodiplosis marginata* (von Roser, 1840)*Ustilago striiformis* (Westend.) Niessl, 1876*Ditylenchus dipsaci* (Kühn, 1857)*Ustilago striiformis* (Westend.)

Niessl, 1876

Hybolasioptera fasciata (Kieffer, 1904) (+)*Oscinella (Oscinella) pusilla* (Meigen, 1830)*Anguina agrostis* (Steinbuch, 1799)*Aceria tenuis* (Nalepa, 1891)*Ustilago festucarum* Liro 1924*Aceria tenuis* (Nalepa, 1891)*Ustilago festucarum* Liro 1924*Aceria tenuis* (Nalepa, 1891)*Hybolasioptera fasciata* (Kieffer, 1904) (+)*Oscinella (Oscinella) frit* (Linneo, 1758)*Ustilago festucarum* Liro 1924*Urocystis mayorii* (Cif.) Uljan, 19968*Tilletia sesleriae* Juel, 1894*Claviceps sesleriae* Stäger, 1906*Urocystis melicae* (Lagerh. & Liro) Zundel, 1953*Urocystis bolivari* Bubák & Gonz. Frag., 1922*Subanguina radicola* (Greef, 1872) (+)*Ustilago bromi-erecti* Cif., 1931*Urocystis bromi* (Lavrov) Zundel, 1953*Bromus sterilis* L.*Bromus hordeaceus* L.*Brachypodium sylvaticum* (Hudson) Beauv.*Hordeum murinum* L.*Holcus lanatus* L.*Trisetum flavescens* (L.) Beauv.*Agrostis alpina* Scop.*Agrostis stolonifera* L.*Agrostis tenuis* Sibth.*Calamagrostis arundinacea* (L.) Roth*Calamagrostis epigejos* (L.) Roth*Calamagrostis pseudophragmites* (Haller f.) Koeler*Calamagrostis villosa* (Chaix) Gmelin*Deschampsia caespitosa* (L.) Beauv.*Aceria tenuis* (Nalepa, 1891)*Ustilago zernae* Uljan., 1950*Oscinella (Oscinella) fritta* (Linneo, 1758)*Aceria tenuis* (Nalepa, 1891)*Chlorops (Chlorops) strigulus* (Fabricius, 1794)*Tetramesa brachypodii* (Schlechtendal, 1891)*Mayetiola destructor* (Say, 1817)*Ustilago striiformis* (Westend.)

Niessl, 1876

Tetramesa hyalipennis (Walker, 1832)*Urocystis triseti* (Cif.) Zundel, 1953*Tilletia sphaerococca* A.A. Fisch. Wald., 1867*Anguina graminis* (Hardy, 1850)*Urocystis tessellata* (Liro) Zundel, 1953*Oscinella (Oscinella) fritta* (Linneo, 1758)*Diuraphis (Holcaphis) holci* (H.R.L., 1956)*Hybolasioptera fasciata* (Kieffer, 1904) (+) (*)*Oscinella (Oscinella) nitidissima* (Meigen, 1838)*Ustilago calamagrostidis* (Fuckel) G.P. Clinton, 1902*Ditylenchus myceliophagus* Goodey, 1958*Urocystis calamagrostidis* Lavrov ex Zundel, 1953*Anguina graminis* (Hardy, 1850)*Ustilago calamagrostidis* (Fuckel) G.P. Clinton, 1902*Ditylenchus myceliophagus* Goodey, 1958*Tilletia cerebrina* Ellis & Everh. ex Sacc., 1888*Anguina graminis* (Hardy, 1850)

Molinia coerulea (L.) Moench
Phragmites australis (Cav.) Trin.

Phalaris canariensis L.

Anthoxanthum odoratum L.
Alopecurus pratensis L.

Phleum pratense L.

Milium effusum L.
Cynodon dactylon (L.) Pers.

Echinochloa crus-galli (L.) Beauv.

Bothriochloa ischaemon (L.) Keng

Cyperaceae

Carex davalliana Sm.

Carex contigua Hoppe

Carex stellulata Good.

Carex mucronata All.

Carex montana L.

Carex caryophyllea La Tourr.

Carex sylvatica Hudson

Carex panicea L.

Aceria tenuis (Nalepa, 1891)
Puccinia magnusiana Körn., 1876
Lipara lucens Meigen, 1830
Claviceps purpurea (Fr.) Tul., 1853
Rhopalosiphum padi (Linneo, 1758)
(*)
Tilletia anthoxanthi A. Blitt, 1896
Ustilago alopecurivora (Ule) Liro, 1924
Limothrips denticornis Haliday, 1836
Hybolasiopter fasciata (Kieffer, 1904) (+)
Mayetiola destructor (Say, 1817)
Aceria tenuis (Nalepa, 1891)
Ustilago cynodontis (Pass.) Henn., 1893
Orseolia cynodontis Kieffer & Massalongo, 1902
Dasiops latifrons (Meigen, 1826) (+)
Ustilago trichophora (Link) Kunze, 1830
Sporisorium andropogonis (Opiz) Vánky, 1985

Anthracoidea echinospora (Lehtola) Kukkonen, 1963
Farysia thuemenii (A.A. Fisch. Walrh.) Nannf., 1959
Anthracoidea panicea Kukkonen, 1963
Farysia thuemenii (A.A. Fisch. Walrh.) Nannf., 1959
Farysia thuemenii (A.A. Fisch. Waldh.) Nannf., 1959
Moreaua aterrима (Tul. & C. Tul.) Vánky, 2000
Wachtliella caricis (Löw H., 1850) (+)
Farysia thuemenii (A.A. Fisch. Walrh.) Nannf., 1959
Cintractia baccata (Wallr.) Syd., 1924

Carex ferruginea Scop.

Carex flacca Schreber

Carex hirta L.

Eleocharis palustris (L.) R. & S.

Schoenus nigricans L.

Orchidaceae

Orchis morio L.

Orchis mascula L.

Orchis incarnata L.

- (+) Specie non citate nella Checklist delle specie della Fauna italiana.
(*) Specie che alcuni autori indicano non galligena (pseudogalla).
(♀) Galla prodotta dalla generazione asessuata.
(♀♂) Galla prodotta dalla generazione sessuata.

5. – Conclusioni

L'indagine cecidologica riguardante la presenza e distribuzione dei cecidi nell'ambito della *Riserva Naturale Regionale della Val Alba*, è stata conclusa con il rilevamento di 831 fito-zooceci distribuiti su 606 piante ospiti che rappresentano il 55% della reale consistenza dei 1100 vegetali ospiti. Analisi, che mette in luce la notevole biodiversità che caratterizza la Riserva stessa e che offre un quadro di presenze prossimo alla reale consistenza cecidologica di questo settore delle Alpi Carniche Meridionali.

Ulteriore contributo alla conoscenza e distribuzione cecidologica nell'ambito del FVG, da aggiungere a quelli precedentemente realizzati: TROTTER (1902-1947), TOMASI (1996-2018) e TOMASI-DE LILLO (2002).

L'insieme delle notevoli presenze galligene distribuite in un relativamente limitato spazio territoriale, dovuto alle piccole vallate di Alba e Simon con l'incombenza delle sue montagne, lo sfruttamento boschivo e pascolivo prima e, successivamente regolato e, infine, abbandonato, è riuscito a conservare, grazie alle politiche Regionali protezionistiche, una biodiversità importante, grazie alla quale è possibile registrare notevoli presenze fito-zoocecidologiche così interessanti.

Cintractia urceolorum (DC.) Cif., 1931
Anthracoidea pratensis (Syd.) Boidol & Poelt, 1963
Anthracoidea subinclusa (Körn.) Bref., 1895
Wachtliella caricis (Löw H., 1850) (+)
Physoderma heleocharidis (Fuckel) J. Schröt., 1886
Moreaua kochiana (Gäum.) Vánky, 2000

Puccinia sessilis J. Schröt., 1879 (1869)
Puccinia sessilis J. Schröt., 1879 (1869)
Puccinia sessilis J. Schröt., 1879 (1869)

Un successivo elemento di riflessione è quello della limitata estensione delle due vallate, Alba e Simon, quindi percorsi sì ripidi e faticosi, ma capillari e aperti nella diversità degli ecosistemi più interessanti (salvo rimboschimenti migliorativi). I singoli biotopi, i vasti consorzi boschivi, le praterie ed i pascoli alpini e subalpini, hanno offerto d'esaminare attentamente i vari elementi vegetali ospiti, riuscendo ad ottenere un'analisi fito-zoocecidologica assai realistica.

Il grafico allegato mette in luce i principali gruppi di galligeni, riferiti a Fitoplasmidi (1), Bacteria (2), Fungi (270), Angiospermae Dicotyledones (2), Nematoda (9), Acari Actiniedida (87), Insecta (462).

In questo contesto, spiace non poter confrontare il lavoro con altre opere analoghe riferite ai Paesi confinanti, che operano sull'individuazione e distribuzione delle singole specie.

Segnaliamo ancora, che nell'ambito degli Homoptera Aphidoidea si sono individuati ben 48 afidi, che alcuni studiosi li considerano *pseudogalle*, nonostante provochino evidenti e diffuse alterazioni sulle piante ospiti. Allo scopo alleghiamo l'elenco:

<i>Mindarus abietinus</i> Koch, 1857 (*)	<i>Abies alba</i> Miller
<i>Hamamelistes betulinus</i> (Horvath, 1896) (*)	<i>Betula pendula</i> Roth
<i>Calaphis betulicola</i> (Kaltenbach, 1843) (*)	<i>Betula pubescens</i> Ehrh.
<i>Periphyllus aceris</i> (Linneo, 1761) (*)	<i>Acer pseudoplatanus</i> L.
<i>Chaitophorus salicti</i> (Schrank, 1801) (*)	<i>Salix caprea</i> L.
<i>Lachnus longirostris</i> (Mordvilko, 1901) (*)	<i>Quercus robur</i> L.
<i>Lachnus pallipes</i> (Hartig, 1841) (*)	<i>Fagus sylvatica</i> L.
<i>Hyalopterus pruni</i> (Geoffroy, 1762) (*)	<i>Prunus domestica</i> L.
<i>Rhopalosiphum padi</i> (Linneo, 1758) (*)	<i>Phalaris canariensis</i> L.
<i>Aphis (Aphis) chloris</i> Koch, 1854 (*)	<i>Hypericum perforatum</i> L.
<i>Aphis (Aphis) clinopodii</i> Passerini, 1861 (*)	<i>Clinopodium vulgare</i> L.
<i>Aphis (Aphis) craccivora</i> Koch, 1854 (*)	<i>Vicia cracca</i> L.
<i>Aphis (Aphis) fabae</i> Scopoli, 1763 (*)	<i>Carduus crispus</i> L.
<i>Aphis (Aphis) galiiscabri</i> Schrank, 1801 (*)	<i>Asperula cynanchica</i> L.
<i>Aphis (Aphis) gossypii</i> subsp. <i>capsellae</i> Kaltenbach, 1843 (*)	<i>Anagallis arvensis</i> L.
<i>Aphis (Aphis) helianthemii</i> Ferrari, 1872 (*)	<i>Helianthemum nummularium</i> (L.)
Miller	
	subsp. <i>obscurum</i> (Celak.) Holub
<i>Aphis (Aphis) lantanae</i> Koch, 1854 (*)	<i>Viburnum lantana</i> L.
<i>Aphis (Aphis) nasturtii</i> Kaltenbach, 1843 (*)	<i>Veronica anagallis-aquatica</i> L.
<i>Aphis (Aphis) parietariae</i> Theobald, 1922 (*)	<i>Parietaria officinalis</i> L.
	<i>Parietaria diffusa</i> M. & K.
<i>Aphis (Aphis) plantaginis</i> Goeze, 1778 (*)	<i>Plantago major</i> L.
<i>Aphis (Aphis) praeterita</i> Walker, 1849 (*)	<i>Epilobium hirsutum</i> L.
	<i>Epilobium montanum</i> L.

<i>Aphis (Aphis) sedi</i> Kaltenbach, 1843 (*)	<i>Sedum sexangulare</i> L.
	<i>Sedum album</i> L.
<i>Aphis (Aphis) tormentillae</i> Passerini, 1879 (*)	<i>Potentilla erecta</i> (L.) Rauschel
<i>Aphis (Aphis) verbasci</i> Schrank, 1801 (*)	<i>Verbascum thapsus</i> L.
	<i>Verbascum nigrum</i> L.
<i>Dysaphis (Dysaphis) angelicae</i> (Koch, 1854) (*)	<i>Aethusa cynapium</i> L.
<i>Dysaphis (Pomaphis) ariae</i> (Börner, 1950) (*)	<i>Sorbus aria</i> (L.) Crantz
<i>Dysaphis (Pomaphis) sorbi</i> (Kaltenbach, 1843) (*)	
	<i>Sorbus aucuparia</i> L.
<i>Brachycaudus (Prunaphis) cardui</i> (Linneo, 1758) (*)	<i>Prunus avium</i> L.
<i>Brachycaudus (Brachycaudus) helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843) (*)	
	<i>Myosotis sylvatica</i> Hoffm.
	<i>Eupatorium cannabinum</i> L.
	<i>Conyza canadensis</i> (L.) Cronq.
	<i>Erigeron annuus</i> (L.) Pers.

Nell'insieme della ricerca, infine, dopo accurate indagini sulla distribuzione delle singole specie, sono state individuate ben 40 elementi, tra Nematoda, Acari, Thysanoptera, Homoptera Psylloidei, Coleoptera, Diptera, Lepidoptera e Hymenoptera, non riportati nella Checklist delle specie della Fauna italiana. Essi sono:

Nematoda Heteroderidae

Subanguina radicolica (Greef, 1872)

Lolium perenne L.

Acari Eriophyidae

Acalitus phloeocoptes (Nalepa, 1890)

Aceria labiatiflorae (Nalepa, 1889)

Aceria populi (Nalepa, 1890)

Prunus domestica L.

Origanum vulgare L.

Populus alba L.

Populus tremula L.

Populus nigra L.

Aceria schlechtendali (Nalepa, 1892)

Aculops allotrichus (Nalepa, 1894)

Aculops macrotrichus (Nalepa, 1889)

Aculus acraspis (Nalepa, 1892)

Geranium pyrenaicum Burm.

Robinia pseudoacacia L.

Carpinus betulus L.

Laburnum anagyroides Medicus

Chamaespantium sagittale (L.)

Gibbs

Aculus comatus (Nalepa, 1892)

Aculus tetanothrix (Nalepa, 1889)

Corylus avellana L.

Salix eleagnos Scop.

Salix purpurea L.

Eriophyes exilis (Nalepa, 1892)

Phyllocoptes gracilis (Nalepa, 1891)

Phyllocoptes heterogaster (Nalepa, 1891)

Tilia platyphyllos Scop.

Rubus idaeus L.

Clematis vitalba L.

Thysanoptera Thripidae*Firmothrips firmus* (Uzel, 1895)**Homoptera Psylloidea Aphalaridae***Craspedolepta flavipennis* (Förster, 1848)*Craspedolepta nebulosa* (Xetterstedt, 1828)**Coleoptera Buprestidae***Agilus cuprescens* (Ménétriés, 1832)**Coleoptera Apionidae***Betulapion simile* (W. Kirby, 1811)*Protapion assimile* (W. Kirby, 1808)**Coleoptera Curculionidae***Bothynoderes affinis* (Schrank, 1781)*Mecinus labilis* (Herbst, 1795)**Diptera Cecidomyiidae***Acericecis vitrina* (Kieffer, 1909)*Dasineura pteridis* (Müller, 1871)*Geocrypta campanulae* (Muller, 1871)*Hybolasioptera fasciata* (Kieffer, 1904)*Spurgia euphorbiae* (Vallot, 1827)*Wachtliella caricis* (Löw H., 1850)**Diptera Lonchaeidae***Dasiops latifrons* (Meigen, 1826)**Diptera Tephritidae***Urophora congrua* Löw F., 1862*Urophora cuspidata* (Meigen, 1826)*Inuromaesa maura* (Frauenfld, 1857)*Trupanea stellata* (Fuesslin, 1775) (+)*Vicia cracca* L.*Vicia sativa* L.*Crepis biennis* L.*Epilobium angustifolium* L.*Rubus idaeus* L.*Betula pendula* Roth*Betula pubescens* Ehrh.*Trifolium pratense* L.*Chenopodium polyspermum* L.*Plantago lanceolata* L.*Acer pseudoplatanus* L.*Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn*Campanula rotundifolia* L.*Campanula cochleariifolia* Lam.*Cynosurus cristatus* L.*Poa pratensis* L.*Festuca rubra* L.*Agrostis tenuis* Sibth.*Phleum pratense* L.*Euphorbia dulcis* L.*Euphorbia amygdaloides* L.*Carex caryophylla* La Tourr.*Cynodon dactylon* (L.) Pers.*Cirsium erisithales* (Jacq.) Scop.*Centaurea scabiosa* L.*Inula hirta* L.*Anthemis arvensis* L.*Matricaria chamomilla* L.*Artemisia absinthium* L.*Senecio fuchsii* Gmelin*Serratula tinctoria* L.*Centaurea cjanus* L.*Hieracium sabaudum* L.**Lepidoptera Gelechioidea Monphidae***Mompha (Mompha) sturnipennella* (Treitschke, 1833)*Epilobium angustifolium* L.**Lepidoptera Cossioidea Sesiidae***Pyropteron triannuliformis* (Freyer, 1843) (+)*Rumex acetosella* L.**Lepidoptera Pyraloidea Pyralidae***Phycitodes maritima* (Tengström, 1848)*Achillea millefolium* L.*Artemisia absinthium* L.**Hymenoptera Tenthredinidae***Cladius (Trichiocampus) grandis* (Serville, 1823)*Populus alba* L.*Populus nigra* L.*Nematus (Pteronidea) miliaris* (Panzer, 1797)*Salix alba* L.*Salix caprea* L.*Euura (Euura) krieckbaumeri* Konow, 1901*Salix eleagnos* Scop.*Euura (Euura) testaceipes* (Brischke, 1883)*Salix alba* L.*Salix glabra* Scop.**Hymenoptera Cynipidae***Andricus amblycerus* (Giraud, 1859)*Quercus petraea* (Mattuschka)

Liebl.

Lavoro consegnato il 09/10/2020

RINGRAZIAMENTI

Un particolare ringraziamento è rivolto al prof. Franco Frilli, dell'Università degli Studi di Udine e al prof. Enrico De Lillo, dell'Università degli Studi di Bari "Aldo Moro", per il lavoro sugli Acari del FVG.

Si desidera ricordare e ringraziare inoltre, i numerosi specialisti e ricercatori per la disponibilità e collaborazione offerta: Laura Ambrogioni (Firenze), Sebastiano Barbagallo (Catania), Renzo Barbattini (Udine), Fabio Bernini (Siena), Andrea Binazzi (Firenze), Roberto Caldara (Milano), Marisa Castagnoli (Firenze), Cesare Conci (Milano), Marco Covassi (Firenze), Luigi Masutti (Legnaro-Padova), Lorenzo Munari (Venezia), Giuseppe Osella (L'Aquila), Guido Pagliano (Torino), Giuseppina Pellizzari Scaltriti (Legnaro-Padova), Fausto Pesarini (Ferrara), Radmila Petanović (Zemun-Belgrado), Carmelo Rapisarda (Catania), Marcela Skuhrava e Vačlav Skuhravy † (Praga), Gianbattista Trotter (Roma), Sergio Zangheri (Legnaro-Padova) e Maria Teresa Vinciguerra (Catania).

Inoltre ringrazio Nicola Bressi e Andrea Colla, Conservatore e tecnico entomologico del Museo Civico di Storia Naturale di Trieste; il Museo Regional des Sciences Naturelles di Saint Pierre di Aosta e Franco Bersan tecnico

micologo dell'Università degli Studi di Trieste.

Desidero ricordare e ringraziare ancora quanti, saltuariamente e disinteressatamente, hanno partecipato ad escursioni programmate e/o alle raccolte di galle, e sono: Bizjak Enrico (Gorizia), Burlo Romano (Aviano), Bussani Elisa (Trieste), Bussani Michele (Trieste), Buzzi Aurelio (Tarvisio), Calligaris Ruggero (Trieste, †), Cescutti Lucia e Silvio (Tolmezzo), Cosimelli Luciano (Trieste †), Costalonga Severino (Codroipo), Della Santa Daniele (Trieste), Devescovi Giacomo (Trieste, †), Dick Mario (Cividale), Drioli Luigi (Trieste), Giorgi Ezio (Aurisina, TS), Gregori Mario (Trieste), Martin Anselmo (Udine), Paron Maurizio (Sistiana, TS), Rondi Sandro (Trieste), Sandri Giulio (Pordenone), Stiglich Dario e Marina (Trieste), Tomasi Giuseppe (Trieste, †), Udovich Romano (S. Croce, TS).

Un particolare pensiero giunga a mia moglie Etta, che mi ha incoraggiato nel lavoro e mi è stata appassionata compagna di tante uscite sul campo.

BIBLIOGRAFIA

- AA.VV., 1971 – Enciclopedia Monografica del Friuli Venezia Giulia. Istituto per l'Enciclopedia, Udine.
 --- 1986 – Guida agli Ambiti di tutela ambientale del FVG. Reg. Aut. FVG, Udine. Ambito A9.
 --- 1986 – Foreste, uomo, economia del Friuli Venezia Giulia. *Mus. Friulano St. Nat.*, Udine.
 --- 1987 – Aspetti faunistici della Val Alba. Reg. Aut. FVG.
 --- 1998 – La vegetazione forestale e selvicolturale nella regione Friuli Venezia Giulia. 1, 2 e 3. Reg. Aut. Friuli Venezia Giulia, Direzione delle Foreste, Udine.
 --- 2000 – Boschi senza confini. Escursioni nelle foreste del FVG, Slovenia e Croazia. Ediciclo Ed., Portogruaro (VE).
 --- 2008 – Catasto sentieri FVG. Comm. Giulio-Carnica sentieri. CAI FVG.
 AA. VV. 2011 – Compendio statistico del FVG. Uff. Stampa FVG, Trieste.
 AA. VV., 2017 – Catalogue of Palaearctic Coleoptera Curculionidea. *Soc. Entom. Aragonesa SEA*, Zaragoza (Spain).
 ABBAZZI P. & OSELLA G., 1992 – Elenco sistematico-faunistico degli Anthribidae, Rhinomaceridae, Attelabidae, Apionidae, Brentidae, Curculionidae italiani (Insecta, Coleoptera, Curculionidea). I. *Redia*, Firenze. 72(5):267-414.
 AMRINE J. W. & STASNY T. A., 1994 – Catalog of the Eriophyoidea (Acarina: Prostigmata) of the world. Indira Publishing House, west Bloomfield, Michigan, U. S. A.
 --- 1996 – Corrections to the catalog of the *Eriophyoidea* (Acarina: Prostigmata) of the world. *Internat. J. Acarol.* 22(4):295-304.
 ARRU G., 1980 – Entomologia forestale. CEDAM, Milano.
 ARZONE A., 1975 – L'Acaro delle gemme del nocciolo: *Phytoptus avellanae* Nalepa (Acarina, Eriophyoidea). Reperti biologici e prove sperimentali di lotta chimica in Piemonte. *Ann. Fac. Sci. Agrar. Univ. Studi di Torino*. 9:371-388.
 BALDRATI I., 1900 – Appunti di cecidologia. *Nuovo Giorn. Bot. Ital.*, Firenze. 7(1):5-95.
 BEMBASSAT-IVANOVA E. & NATCHEFF E., 1967 – Recherches sur les modifications des glumelles de *Bromus inermis* L. (Gramineae) provoquées par l'*Aceria tenuis* (Nal.) (Acarina, Eriophyoidea). *Marcellia*. 34(3-4):183-190.
 BEN-DOV Y., 2006 – A systematic catalogue of eight scrole Insect families (Hemiptera : Coccoidea) of the world. Elsevier, London.
 BINAZZIA A., 1978 – Contributo alla conoscenza degli Afidi delle Conifere. I. Le specie del genere *Cinara* Curt., *Schizolachnus* Morv., presenti in Italia (Homoptera Aphidoidea Lachnidae). *Redia*, Firenze. 61:291-400. *Redia*, Firenze. 67:547-571.
 --- 1984 – Chiave per le specie afidiche più note delle conifere in Europa.
 BINAZZIA A. & COVASSI M., 1981 – Contributo alla conoscenza degli Afidi delle conifere. IV. Note su alcune specie di Adelgidi reperiti in Italia (Homoptera Adelgidae). *Redia*, Firenze. 64:303-330, 3 fig., 2 tav.
 --- 1991 – Contributo alla conoscenza degli Afidi delle Conifere. XII. Il genere *Dreyfusia* Börner in Italia con la descrizione di una specie nuova (Homoptera Adelgidae). *Redia*, Firenze. 74(1):233-299.
 BOCZEK J. & PETANOVIC R., 1993 – Eriophyid mites of *Geranium* spp. (Geraniaceae) plants II. Description of two species. *Bull. Polish. Acc. Scien. Biol. Scien.* 41(4):401-404.
 BOCZEK J., ZAWADZKI W. & DAVIS R., 1984 – Some morphological and biological differences in *Aculus fockeui* (Nalepa and Troussart) (Acarina, Eriophyoidea) on various host plants. *Internat. J. Acarol.* 10(2):81-87.
 BÖHM R., AUER I., BRUNETTI M *et al.*, 2001 – Regional temperature variability in the European Alps: 1760-1998, from homogenized instrumental time series. *Int. J. Climatol.* 21:1779-1801.
 BRANDMAYR P., 1988 – Le Dolomiti e il Prescudin. *Acta biologica*. 64:1-142.
 BREITENBACH J. & KRÄNZLIN F., 1981-1986 – Champignons de Suisse. Edition Mykologia, Lucerne. 1-2.
 BUCCHERI ?, 2010 – La Flora delParco, invito alla scoperta del paesaggio vegetale nel Parco Naturale Dolomiti Friulane. Museo Friulano Edizioni, Cimalais.
 BUHR H., 1964-1965 – Bestimmungstabelle der Gallen (Zoo- und Phytoecidien) an Pflanzen Mittel- und Nordeuropas.

- Gustav Fischer Verlag, Jena. 1 e 2.
 CALDARA R., 2007 – Taxonomy and phylogeny of the species of the weevil genus *Miarus* Schönherr, 1826. *Koleopterologische Rundschau*. 77:199-248.
 --- 2008 – On the taxonomy and nomenclature of some Mecinini (Coleoptera, Curculionidae). *Fragmenta entomologica*, Roma. 40(1):125-137.
 CANESTRINI G., 1892 – Prospetto dell'Acarofauna italiana. Famiglia dei Phytoptini (Phytoptidae). *Atti Soc. Veneto Sci. Nat.*, Rovereto. 1:541-722, 16 Tav.
 CANNONE N., SGORBATI S. & GUGLIELMIN M., - 2007 – Unexpected impacts of climatic change on alpine vegetation. *Front. Ecol. and Environment*. 7:360-364.
 CARESCHE L.A. & WAPSHERE A.J., 1974 – Biology and host specificity of the *Chondrilla* gall mite *Aceria chondrillae* (Can.) (Acarina, Eriophyoidea). *Bull. Entomol. Res.* 64:183-192.
 CARULLI G. B. 1971 – Le rocce, i minerali e le pietre utili. In: AA. VV. – Enciclopedia Mon. del Friuli-Venezia Giulia. Ist. Per l'Enciclopedia, Udine. 1(1):197-266.
 --- 1987 – Lineamenti geologici del Friuli. Biogeografia delle Alpi Sud Orientali. *Biogeographia*. 13:1-14.
 CASTAGNOLI M., 1973 – Contributo alla conoscenza degli Acari Eriofidi viventi sul gen. *Pinus* in Italia. *Redia*, Firenze. 54:1-22, Tav. 1.
 CECCHINI R., - 1962 – Origini dell'attuale flora boschiva nelle Prealpi e nella Pianura del Friuli.
 CLARIDGE M.F., 1961 – A contribution to the biology and taxonomy of some Palaearctic species of *Tetramesa* Walker (= *Isosoma* Walker; *Harmolita* Motsch.) (Hymenoptera: Eurytomidae), with particular reference to the British Fauna. *Royal Entom. Soc. of London*. 113(9):175-216 (105 Fig.). *Tera Friulana*, Udine. 7(2):29-31.
 CONCINI C., RAPISARDA C. & TAMANINI L., 1993 – Annotated catalogue of the Italian Psylloidea. I. (Insecta Homoptera). *Accad. roveret. degli Agiati*, Rovereto. 2(7)B:33-135.
 --- 1996 – Annotated catalogue of the Italian Psylloidea. II. (Insecta Homoptera). *Accad. roveret. degli Agiati*, Rovereto. 7(5)B:5-207.
 COOK M.T., 1945 -Species of Sychytrium in Louisiana. Descriptions of species. *Mycologia*. 37:284-294, 715-740.
 --- 1947 – Two new species of Sychytrium. *Mycologia*. 39:351-357.
 COVASSI M. & MASUTTI L., 1973 – Sulla presenza della *Thecodiplosis brachyntera* (Schwägr.) in pinete delle Alpi centroorientali (Diptera Cecidomyiidae). *Redia*, Firenze.54:235-241, Tav. 2.
 COVASSI M. & BINAZZIA A., 1991 – Contributi alla conoscenza degli Afidi delle conifere. 12. Il gen. *Dreyfusia* Boerner in Italia con la descrizione di una specie nuova (Homoptera Adelgidae). *Redia*, Firenze. 74:233-299.
 CROVELLO T.J., 1981 - Quantitative Biogeography: an Overview. *Taxon*, Utrecht. 30(3):563-575.
 CROWELL I. H., 1940 – The geographical distribution of the genus *Gymnosporangium*. *Canad. J. Res. Sect. C.T.* 18(9):469-488.
 DALLA TORRE K. W. & KIEFFER J. J., 1910 – Cynipidae (Hymenoptera). *Das Tierreich*, Berlin. 24:1-891.
 DARBOUX G. & HOUARD C., 1901 – Catalogue systematique des Zooecidies de l'Europe et du Bassin méditerranéen. *Bull. Sci. France-Belgique, Paris*. 34.
 --- 1907 – Galles de Cynipides. Recueil de figures originales exécutées sous la direction de feu Dr. Jules Giraud. *Archiv. du Museum, Paris*. 9 :173-262, pl. XI-XXVIII.
 DE CILLIA A., 2000 – I fiumi del Friuli Venezia Giulia. Ediz. Gaspari, Udine.
 DE LILLO E., 1988 – Acari Eriofidi (Acari: Eriophyoidea) nuovi per l'Italia. I. *Entomologica*, Bari. 23:13-46.
 --- 1991 – Preliminary observations of the ovoviviparity in the gall-making mite, *Aceria caulobius* (Nal.)(Acari: Eriophyoidea). In: Schuster R. & Murphy P. W. (eds.), The Acari: Reproduction, Development and Life-History Strategies, 223-229.
 --- 1994 – Acari Eriofidi (Acari Eriophyoidea): due nuove specie e una nuova combinazione. *Entomologica*, Bari. 28:247-258.
 --- 1997 – New eriophyid mites from Italy. III. *Entomologica*, Bari. 31:137-146.
 DE LILLO E. & AMRINE J. W. Jr., 1998 – *Eriophyoidea* (Acari) on a computer database. *Entomologica*, Bari. 32:7-21.
 DELLA BEFFA G., 1961 – Gli Insetti dannosi all'agricoltura. Metodi e mezzi di lotta. Hoepli Ed., Milano.
 DIETEL P., 1914 – ueber einige und bemerkenswerte uredineen. *Ann. Mycol.* 12(1):83-88.
 EADY R. & C., 1963 – Hymenoptera Cynipidae. Handbook for the identification of British Insect. London. 8.
 EHRENDORFER F., 1973 – List der Gafässpflanzen Mitteleuropas. Fischer verlag, Stuttgart.
 EHRENDORFER F., HAMANN U., 1965 – Vorschläge zu einer floristischen kartierung von Mitteleuropa. *Ber. Deutsch. Bot. Ges.*, Berlin. 78:35-50.
 ELLENBERG H., 1978 – Vegetation Mitteleuropas mit den Alpen. Ulmer verlag, Stuttgart.
 FENILI G. A., 1981 – Contributi alla conoscenza degli Hymenoptera Symphyta
 FEOLI CHIAPPELLA L. & POLDINI L., 1994 – Prati e pascoli del Friuli (NE Italia) su substrati basici. *Studia Geobotanica*, Trieste. 13:3-140.
 FERRARI M., MARCON E. & MENTA A., 1994 – Fitopatologia ed Entomologia agraria. Edagricole, Bologna.

- FERRARI M., MENTA A., MARCON E. & MONTERMINI A., 1999 – Malattie e parassiti delle piante da fiore, ornamentali e forestali. Edagricole, Bologna. 1 e 2.
- FISCHER G.W., 1945 – Observations on certain species of Ustilago. *Micologia*. 37(3):318-325.
- FITTON M. G. et al., 1978 – A check list of British insects. Part 4: Hymenoptera. Handbooks for the identification of British Insects. London. XI (4):139-140.
- FORNACIARI G., 1961 – Il nocciolo selvatico nella regione Friulana. *Terra Friulana, Udine*. 6(3):14-18.
- FRADELONI S., 1989 – Dolomiti di sinistra Piave e Prealpi Carniche. Ed. Dolomiti.
- GAGNE' R. J., 2004 – A catalog of the Cecidomyiidae (Diptera) of the world. *Systematic Entom. Lab., Agricol. Research Service, U.S. National Museum NHB*, Washington, USA.
- GAGNE R.J. & JASCHHOF M., 2014 – Catalog of the Cecidomyiidae (Diptera) of the world. *Dipart. of Agric. Nat. Museum*, Washington.
- GARRITY G.M., M. WINTERS & D.B. SEARLES, 2001 – Taxonomic Outline of the Procariotic Genera. Bergey's Manual of Systematic Bacteriology. Release 1.0 Springer Verlag, New York, Berlin, Heidelberg.
- GENTILI J., 1964 – Il Friuli. I climi. *Camera Comm. Ind. e Agr.*, Udine.
- GIRAUD J., 1869 – Observation Hymenopterologique. *Accad. Soc. Entomol., Paris*. 9(4):476-488.
- GOIDANICH G., 1959-1975 – Manuale di patologia vegetale. Edagricole, Bologna. 1, 2, 3, 4, e 5.
- GOIDANICH G., CASARINI B. & UGOLINI A., 1977 – Le avversità delle piante legnose da frutto. Pomacee, Drupacee, Vite, Olivo e agrumi. Edagricole, Bologna.
- GOULET H. & HUBERT J.T., 1993 – Hymenoptera of the world: an identification guide to families. Research Branch Agric. Canada, Ottawa, Ontario.
- GYULAVARI H.A., FELFOLDI T., SZABO L.J., MISKOLCZI M., CSERHATI C., HORVAI V., MARIALIGETI K. & DEVAI G., 2011 – Morphometric and molecular studies on the populations of the damselflies *Chalcolestes viridis* and *parvidens* (Odonata Lestidae). *Intern. Journal of Odonatology*. 4:329-339.
- HARTMANN G., NIENHAUS F. & BUTIN H., 1990 – Atlante delle malattie delle piante. Franco Muzzio Editore, Padova.
- HAWKSWORTH D.L., P.M. KIRK, B.C. SUTTON, D.N. PEGLER, 1995 – Ainsworth & Bisby's Dictionary of the Fungi. International Mycological Institute, CAB International, University Press, Cambridge.
- HEGI G., 1908-1909 – Flora von Mittel-Europa. Lehmanns, München. 2.
- HOFMANN A., 1954 – Faune de France. Coleopteres Curculionides. 59. Lechevalier, Paris.
- HOUARD C., 1908 - 1909 - 1913 – Les zoocécidies des Plantes d'Europe et du Bassin de la Méditerranée. Hermann, Paris. 1, 2 e 3.
- 1911 – Les Cynipides et leurs galles, d'après le cahier de notes du docteur J. Giraud. Arch. du Museum, Paris. 5(3):199-341.
- HUEMER P., MORANDINI C. & MORIN L., 2005 – New records of Lepidoptera for the Italian Fauna (Lepidoptera). *Gortania*, Udine. 26:261-274.
- JANEŽIČ F., 1972 – Contribution to knowledge of plant galls in Slovenia (Yugoslavia). *Zbornik Biotehniske Univ. E. K. v Ljubljani*. 19:87-99.
- 1976 – Sixth contribution to the knowledge about plant galls in Slovenia (Yugoslavia). *Zbornik Biotehniske Univ. E. K. v Ljubljani*. 26:61-90.
- 1977 – Eighth contribution to the knowledge of zoocécidia in Slovenia (Yugoslavia). *Zbornik Biotehniske Univ. E. K. v Ljubljani*. 30:87-113.
- 1979 – The tenth contribution to the knowledge of zoocécidia in Slovenia (Yugoslavia). *Zbornik Biotehniske Univ. E. K. v Ljubljani*. 33:195-226.
- 1980 – The eleventh contribution to the knowledge of zoocécidia in Slovenia (Yugoslavia). *Zbornik Biotehniske Univ. E. K. v Ljubljani*. 36:105-130.
- 1981 – The twelfth contribution to the knowledge of zoocécidia in Slovenia (Yugoslavia). *Zbornik Biotehniske Univ. E. K. v Ljubljani*. 37:235-281.
- 1982 – The thirteenth contribution to the knowledge of zoocécidia in Slovenia (Yugoslavia). *Zbornik Biotehniske Univ. E. K. v Ljubljani*. 39:95-153.
- 1984 – The fifteenth contribution to the knowledge of zoocécidia in Slovenia (Yugoslavia). *Zbornik Biotehniske Univ. E. K. v Ljubljani*. 43:171-211.
- 1987 – The eighteenth contribution to the knowledge of zoocécidia in Slovenia (Yugoslavia). *Zbornik Biotehniske Univ. E. K. v Ljubljani*. 49:173-208.
- 1988 – The nineteenth contribution to the knowledge of zoocécidia in Slovenia (Yugoslavia). *Zbornik Biotehniske Univ. E. K. v Ljubljani*. 51:199-216.
- 1989 – The twentieth contribution to the knowledge of zoocécidia in Slovenia (Yugoslavia). *Zbornik Biotehniske Univ. E. K. v Ljubljani*. 53:143-158.
- JONESCU A.M., 1973 – Biologia Gallar. Monografie Cecidologica. *Accad. Repub. Soc. Romania, Bucarest*. pp. 178.
- JÜLICH W., 1989 – Guida alla determinazione dei funghi. Arti Graf. Saturnia, Trento. 1-2.
- *Zbornik Biotehniske Univ. E. K. v Ljubljani*. 55:77-96.
- KEIFER H.H., 1938 – Eriophyid Studies. *Bull. Calif. Dept. Agr.* 27 :181-206.

- KIEFFER J.J., 1898 – Synopse des Cécidomyies d'Europe et d'Algérie décrites jusqu'à ce jour. *Boll. Soc. Hist. nat. Metz*. 2(8):1064.
- 1901-1902 – Synopsis des zoocécidies d'Europe. *Ann. Soc. Entomol. De France*, Paris. 70:233-579.
- LAFFI F., MARCHETTI L. & PONTI I., 1995 – Avversità delle piante ornamentali. Malattie crittogame. Informatore Agrario Ed., Verona.
- LAFFI F. & MONTERMINI A., 1985 – Gli eriofidi del noce. *Inf. fitop.*, Bologna. 35(1):11-14.
- LAFFI F. & PONTI I., 1990 – Malattie crittogamiche delle colture erbacee. Informatore Agrario Ed., Verona.
- LAFFI F., PONTI I. & POLLINI A., 1999 – Avversità delle piante ornamentali. Insetti. Informatore Agrario Ed., Verona.
- LIEUTAGHI P., 1982 – Il libro degli alberi e degli arbusti. BUR, Milano. 1-2.
- LIPA J. J., 1976 – A new record of *Aceria drabae* (Nal.) (Eriophyidae, Acarina) on a weed *Cardaria draba* L. (Cruciferae) in Poland. *Bull. Acad. Polon. Sci.* 24(8):457-459.
- MANI M. S., 1964 – Ecology of plant galls. Dr. W. Junk, Publishers, the Hague.
- MARTINI F., 1987 – L'endemismo vegetale nel Friuli-Venezia Giulia. *Biogeographia*. 13:339-399.
- MARTINI F. e PAIERO P., 1988 – I salici d'Italia. Ed. Lint, Trieste.
- MARTINIS B., 1971 – Geologia generale e geomorfologia. In: AA. VV. - Enciclopedia Monografica del Friuli Venezia Giulia. Ist. per l'Enciclopedia, Udine. 1(1):85-171.
- MASUTTI L., 1959 – Reperti sull'entomofauna del *Pinus nigra* Arn. Var. *austriaca* Hoess. Nelle Prealpi Giulie. *Ann. Accad. It. Sc. For.* 8.
- MEYER J., 1987 – Plants Gall and Gall Inducers. Gebrüder Borntraeger, Berlin-Stuttgart.
- MAYR G., 1872 – Die Einmüthler der mitteleuropäischen Eichengallen. *Verh. Zool. Bot. Ver., Wien*. 22:669-726.
- MINELLI A., RUFFO S. & LA POSTA S., 1995 – Checklist delle specie della Fauna italiana.
- MIX A.J., 1939 – Mycelial habit in some species of Taphrina. *Mycologia*. 31(4):445-454.
- MORANDINI C., 1978 – L'abbassamento dei limiti altimetrici dei fenomeni fisici e biologici in Friuli con particolare riguardo alle Prealpi Carniche e Giulie, visto nelle sue cause. *Boll. Civ. Istit. Cult.*, Udine. 12(16):29-41.
- MORIONDO F., CAPRETTI P. & RAGAZZI A., 2006 – Malattie delle piante in bosco, in vivaio e delle alberature. Patron Ed., Bologna.
- MÜLLER G., 1912 – Über das biologische Verhalten von *Rhytisma acerinum* auf verschiedenen Ahornarten. *Ber. Deutsch. Bot., Gesellschaft*.
- 1948 – Contributo alla conoscenza dei Coleotteri fitofagi. *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. 27:1-38.
- 1949-1953 – I coleotteri della Venetia Giulia. *Centro Sperim. Agrar. e Forest.*, Trieste.
- NALEPA A., 1886 – Anatomie und Systematik der Phytopten. *Anz. Akad.*, Wien. 233:220-221.
- 1898 – Eriophyidae (Phytoptidae). *Das Tierreich*, Berlin. 4. Lief.: 74 pp.
- 1911 – Eriophyiden. Gallmilben. In: Die Zooecidien durch Tiere erzeugte Pflanzengallen Deutschlands und ihre Bewohner. *Zoologica*. 24(1):166-293 e 6 Tav.
- NUZZACI G., 1976 – Contributo alla conoscenza dell'anatomia degli Acari Eriofidi. *Entomologica*, Bari. 12:21-55.
- 1979 – Contributo alla conoscenza dello gnatosoma degli Eriofidi (Acarina: Eriophyoidea). *Entomologica*, Bari. 15:73-101.
- 1985 – Il ruolo dell'Acarofauna negli ecosistemi agrari. *Atti XIV Congr. Naz. Ital. Ent.*, Palermo. Erice, Bagheria. 693-707.
- NUZZACI G. & DE LILLO E., 1989 – Contributo alla conoscenza dello gnatosoma degli Acari Tenuipalpidi (Tetranychoidae: Tenuipalpiidae). *Entomologica*, Bari. 24:5-32.
- NUZZACI G., MIMMOCCHI T. & CLEMENT S.L., 1985 – A new species of *Aceria* (Acari: Eriophyidae) from *Convolvulus arvensis* L. (Convolvulaceae) with notes on other eriophyid associates of convolvulaceous plants. *Entomologica*, Bari. 20:81-89.
- NUZZACI G., DE LILLO E. & MARIANI R.G., 1991 – Scannino microscopi in acarologo: a new technique for preparation of Eriophyids preserved in different ways. *Boll. Soc. Ent. Ital.*, Genova. 123(1):3-8.
- OLDFIELD G. N., 1984 – Evidence for conspecificity of *Aculus cornutus* and *A. Fockeui* (Acari: Eriophyidae), trust mites prunus fruit trees. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 77(5):564-567.
- OSELLA G., 1991 – I Coleotteri Curculionoidi: caratteristiche sistematiche e faunistiche del popolamento italiano. *Atti XVI Cong. Naz. It. Entomol.*, Bari-Martina Franca. 33-51.
- OSLER R., CARRARO L., LOI N., GREGORIS A., PAVAN F., FIRRAO G., MUSETTI R., ERMACORA P., LOSCHI A., PERTOT I. & REFATTI E., 1996 – Le più importanti malattie da Fitoplasmi nel FVG. ERSA, FVG, Udine.
- PAIERO P., 1978 – La vegetazione dell'Alta Valcellina. *Boll. Soc. Adriat. di Sc.*, Trieste. 62:97-141.
- PELLIZZARI SCALTRITI G., 1985 – Note su alcuni insetti dannosi all'*Arnica montana* L. e all'*Hypericum perforatum* L., *Atti Congr. Naz. Ital. Entomol.*, Genova. 14:469-475.
- 1988 – Guida alle più comuni galle della Flora italiana. Patron Edit., Bologna
- 2010 – Galle della Flora italiana. Rassegna iconografica. *Atti Acc. Naz. It. Entom.*, Firenze. 58:67-71.
- PAGLIANO G., 1988 – Catalogo degli Imenotteri italiani. 1. *Boll. Mus. Civ. St. nat.*, Venezia. 38:85-128.
- 1988 – Catalogo degli Imenotteri italiani. 1. *Boll. Mus. Civ. St. nat.*, Venezia. 38:85-128.

- 1990 – Catalogo degli Imenotteri italiani. 2. *Boll. Mus. Reg. Sci. Nat.*, Torino. 8:53-141.
- 1992 – Catalogo degli Imenotteri italiani. 3. *Boll. Soc. ent. Ital.*, Genova. 124:133-138.
- PAGLIANO G. & SCARAMOZZINO P., 1990 – Elenco dei Generi di Hymenoptera del mondo. *Mem. Soc. ent. Ital.*, Genova. 68:1-212.
- PAOLI G. 1907 – *Lasioptera berlesiana* Paoli n. sp. *Redia*. 4:45-47.
- PIGNATTI S., 1997 – Flora d'Italia. Edagricole, Bologna. 1, 2 e 3. Edizioni Calderini, Bologna.
- PIZZUTTI R., 2002 – I prati stabili. *Notiziario ERSA*, Udine. 3 e 4.
- POLDINI L., 1969 – Le pinete di pino austriaco nelle Alpi Carniche. *Boll. Soc. Adr. Sc. Nat., Trieste*. 57:3-65.
- 1973 – Parchi nazionali e riserve naturali nel Friuli Venezia Giulia. In: AA.VV., Guida del naturalista delle Alpi. Zanichelli Ed., Bologna. Pp. 323-324.
- 1986 – Il paesaggio vegetale. In AA.VV., Suoli e foreste del Prescudin. Regione FVG e Direz. Foreste, Udine. pp. 59-66.
- 1987 – La suddivisione fitogeografica del Friuli-Venezia Giulia. *Biogeographia*. 13:41-56.
- 1992 – Itinerari botanici nel Friuli Venezia Giulia. Ed. Museo Friulano St. Nat., Udine.
- POLDINI L. & NARDINI S., 1993 – Boschi di forra, faggete e abieteti in Friuli (NE – Italia). *Studia Geobotanic, Trieste*. 13:215-298.
- POLDINI L. & FORNACIARI G., 1979 – Schede degli ambiti di tutela ambientale. Region. Aut. Friuli Venezia Giulia, Trieste.
- POLDINI L. & ORIOLO G., 1994 – La vegetazione dei prati da sfalcio e dei pascoli intensivi (*Arrhenatheretalia* e *Poo-Trisetalia*) in Friuli (NE Italia). *Studia Geobotanica*, Trieste. 14:3-48.
- POLDINI L., ORIOLO G. & VIDALI M., 2002 – Nuovo atlante corologico delle piante vascolari nel Friuli Venezia Giulia. Reg. Aut. Friuli Venezia Giulia-Università degli Studi di Trieste.
- POLDINI L., ORIOLO G., VIDALI M., TOMASELLA M., STOCH F. & OREL G., 2006 – Manuale degli habitat del Friuli Venezia Giulia. Strumento a supporto della valutazione d'impatto ambientale (VIA), ambientale strategica (VAS) e di incidenza ecologica (VIEc). Region. Aut. FVG-Direz. Centr. Amb. E. II. pp.-Servizio Valut Impatto Amb. E Univ. Studi Trieste.
- POLDINI L. & BRESSAN E., 2007 – I boschi ad abete rosso ed abete bianco in Friuli (Italia NO). *Fitosociologia*. 44(2):15-54.
- POLLI S., 1971 – Il clima della regione. In: Enciclopedia Monografica del Friuli Venezia Giulia, Udine. 1(1):442-488.
- POLSELLI U., 1974 – Idrografia e Idrometeorologia del bacino. In: L'ambiente fisico del Prescudin. Reg. Aut. FVG, Udine. Pp.90-141.
- RAMAN A., SCHAEFER C.W. & WITHERS T.N., 2005 – Biology, Ecology and Evolution of Gall-inducing Arthropods. 1 e 2. Science Publishers, Inc., Enfield (NH), USA.
- RAMBELLI A., 1987 – Fondamenti di micologia. Zanichelli Ed., Bologna.
- RAPISARDA C. & CONCI C., 1987 – Faunistic notes and zoogeographical considerations on the Psyllid Fauna of the South-Eastern Alps. *Biogeographia*. 13:623-639.
- RAPISARDA C., 1994 – *Trioza soniate* and *T. apulica* n. spp., on *Quercus* spp., from southern Italy. *Mem. Soc. Ent. Ital.*, Genova. 72:175-188.
- RATH F., 1992 – Il genere *Rhytisma*. Appunti sulle principali specie italiane. In: AMB, Trento. 35(1):43-48.
- REMAUDIERE G. & M., 1997 – Catalogue des Aphididae du monde. INRA Ed., Paris.
- ROBERTI D., 1990/91 – Gli Afidi d'Italia. *Entomologica*, Bari. 25/26:1-387.
- RÜBSAAMEN E. H., 1902 – Zur Blutlaustrage. In: *Allgen. Zeitschr. F. Entomol.*, Wien. 7:12-13.
- SACCARDO P.A., 1905 – Sylloge Fungorum. *The Universiti & Illinois Library*.
- SCHLECHTENDAL D. H. R., 1890 – Die Gallbildungen (Zooecidien) der deutschen Gefaesspflanzen. *Verh. Natw.*, Wien. 1-122.
- SCORTEGAGNA U. & ZANETTI M., 1995 – Esursioni Parco Naturale Dolomiti Friulane. Cierre Ed., Verona.
- SIMONETTI G., FRILLI F., BARBATTINI R. & JOB M., 1989 – Flora di interesse apistico. Uno studio di botanica applicata in Friuli Venezia Giulia. *Apicoltura, Riv. Scient. di Apidologia*, Firenze. 5:1-377.
- SKUHRAVY V., 1972 – Distribution and outbreaks of the gall midge *Thecodiplosis brachytera* (Schwägr.) in Europ (Diptera Cecidomyiidae). *Acta ent. Bohem. Slov.*, Praha. 69(4).
- 1986 – Analysis of areas of distribution of some Palaearctic gall midge species (Diptera: Cecidomyiidae). *Cecidologia Internazionale*. 8(1-2):1-48.
- 1986 – Cecidomyiidae. In: Soòs A. & Papp L., Catalogue of Palaearctic Diptera. 4. Sciaridae-Anisopodidae. Akademiai Kiadó, Budapest.
- 1995 – Cecidomyiidae. In: Minelli A., Ruffo S. & La Posta S., Checklist delle specie della Fauna italiana. Calderini, Bologna. 64:1-39.
- 2006 – Species richness of gall midges (Diptera Cecidomyiidae) in the main biogeographical regions of the world. *Acta Soc. Zool. Bohem.* 69:327-372.
- SKUHRAVA M. & SKUHRAVY V., 1992 – Atlas of Galls induced by Gall Midges. *Academia Praha, Czechoslovakia*.
- 1993 – The Gall Midges (Diptera: Cecidomyiidae) of the Principality of Liechtenstein. Praha.
- 1994 – Gall Midges (Diptera: Cecidomyiidae) of Italy. *Entomologica*, Bari. 28:45-76.

- 1996 – Gall Midges (Diptera Cecidomyiidae) of Slovenia. *Scopolia*, Ljubljana. 36:1-23.
- 2005 – Gall midges of France Les Cécidomyies de France (Diptera Cecidomyiidae). *Mem. della Soc. Linnéenne de Bordeaux*. 5.
- 2008 – Gall midges (Diptera: Cecidomyiidae) of Austria – Annotated list of species and zoogeographical analysis. *Studia dipterologica*. 15:49-150.
- 2010 – Gall midges (Diptera: Cecidomyiidae) of South Tyrol (Italy)-Summary of results and zoogeographical analysis. *Gredleriana*. 10:275-324.
- STÄMPFLI R., 1910 – Untersuchungen über die Deformationen weiche bei einigen Pflanzen durch Uredineen hervorgerufen werden. *Hedwigia*. 49:230-267, 27 fig.
- STERGULC F. & FRIGIMELICA G., 1996 – Insetti e funghi dannosi ai boschi nel Friuli Venezia Giulia. Reg. Aut. Friuli Venezia Giulia-Direzione Reg. Foreste e Parchi, Udine.
- TEMMERMANN W., VEREEKE D., DREESEN R., VAN MONTAGU M., HOLSTERS M. & goethals k., 2000 – Leafy gall formation is controlled by fasR, an AraC-Type regulatory gene in *Rhodococcus fascians*. *Journal of Bacteriology*. p. 5832-5840.
- THOMAS F., 1872 – Schweizerische Milbe-gallen (*Phytoptus* Dy.), st. Gallen. *Verh. Natw. Ges.*, Wien. 5 (32):1-16.
- THOMSEN J., 1988 – Feeling behaviour of *Eriophyes tiliae tiliae* Pgst. and suction track in the nutritive cells of the galls caused by mites. *Entom. Medd*. 56(2):73-78.
- TOMASI E., 1996 – Primo contributo alla conoscenza e alla distribuzione dei cecidogeni del Friuli Venezia Giulia. *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. 47:1-136.
- 2002a – Fito – Zooecidi dell'alta Val Torre e Val Uccia (Prealpi Giulie occidentali-Lusevera-Udine). *Atti Mus. Civ. St. Nat., Trieste*. 49:33-48.
- 2002b – Fito – Zooecidi del Monte Castellaro Maggiore (Italia-Nordorientale-Slovenia). *Atti Mus. Civ. St. Nat., Trieste*. 49:49-66.
- 2002c – Fito – Zooecidi della Val Rosandra (San Dorligo della Valle-Trieste-Italia Nordorientale). *Atti Mus. Civ. St. Nat., Trieste*. 49:67-80.
- 2002d – Contributo alla conoscenza e alla distribuzione dei Cecidogeni del Friuli Venezia Giulia: Acari Eriophyoidea. Tomasi E. & De Lillo E.. *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. 49:19-32.
- 2003a – Indagine cecidologica nella Foresta di Tarvisio (Friuli Venezia Giulia, Italia). *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. 50:59-88.
- 2003b – I Fito-Zooecidi dell'area di Mugga e dei Laghetti delle Noghere (Friuli Venezia Giulia, Italia). *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. 50:287-301.
- 2004a – I Fito-Zooecidi dell'area protetta dei Laghi di Doberdò e Pietrarossa e Palude Salici. *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. 51:49-72.
- 2004b – I Fito-Zooecidi del Parco Naturale dei Laghi di Fusine. *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. 51:281-304.
- 2005 – I Cinipidi e le galle. Parco Nat. Reg. Prealpi Giulie, Resia (UD).
- 2006a – La Cecidoteca del Friuli Venezia Giulia. Mus. Civ. St. Nat., Trieste.
- 2006b – Cecidoteca Parco. Parco Nat. Reg. Prealpi Giulie, Resia (UD).
- 2006c – Cecidoteca Friulana. Mus. Friulano di St. Nat., Udine.
- 2005-2007 – Analisi cecidologica nell'area del Parco Naturale delle Prealpi Giulie. Ente Parco, Resia (UD).
- 2007a – Indagine cecidologica sulle Prealpi Giulie occidentali (Friuli Venezia Giulia-Italia). *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. 53:101-185.
- 2007b – Schedatura dell'intera collezione cecidologica.
- 2008a – La galla. Parco Nat. Reg. Prealpi Giulie, Resia (UD).
- 2008b – Tämerle sea opalude Tämerle nel bosco della Digola (Belluno-Sappada, nord est Italia). *Boll. Soc. Naturalisti "S. Zenari"*, Pordenone. 32:35-48.
- 2008c – Fito-zooecidi del Friuli Venezia Giulia. Nota informativa. *Boll. Soc. Natur. S. Zenari*, Pordenone. 32:69-102.
- 2012a – Fito-zooecidi del Monte Valerio (FVG, Trieste, NE Italia). *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste.
- 2012b – Fito-zooecidi dei magredi pordenonesi (Italia, NE). *Boll. Soc. Nat. Silvia Zenari*, Pordenone. 36:75-116.
- 2013a – La cecidoteca del Friuli Venezia Giulia. Catalogo.
- 2013b – Imndagine cecidologica sulla Pianura e le Lagune Friulane (Italia, NE). *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. 56:43-202.
- 2018a – I Fito-zooecidi dell'area di San Candido-Sesto (Alto Adige-Sudtirolo-Italia). *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. 59:103-146.
- 2018b – I Fito-zooecidi della Riserva Naturale Orientata del bacino del Prescudin (Friuli Venezia Giulia, Italia, NE). 59:147-220.
- 2018c – Indagine cecidologica dell'arcipelago di Murter (Dalmacija, Šibenik, Hrvatska). *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. In stampa.

- 2018d – Indagine cecidologica dell'isola di Cres-Lošinj (Cherso-Lussino) (Hrvatska, Adriatic Sea, NE). In stampa.
- 2019 – Parco Naturale Regionale delle Dolomiti Friulane. *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. (in stampa).
- 2020 – Indagine cecidologica riguardante la Val Alba ed i suoi dintorni (Italia, NE). *Atti Mus. Civ. St. Nat.*, Trieste. In stampa.
- TREMBLAY E., 1982 - 1994 – Entomologia applicata. Liguori Editore, Napoli. 1, 2/1, 2/2, 3/1, 3/2 e 3/3.
- TROTTER A., - 1902 - 1947 – Marcellia. Rivista di cecidologia, Padova e Avellino.
- 1908 - 1910 – Uredinales (Uromyces et Puccinia). *Flora Italica Crittogama*, Rocca S. Casciano. 4(1):1-519.
- VALUSSI G., 1971 – L'ambiente geografico generale. In: Encicl. Monogr. del Friuli Venezia Giulia, Udine. 1(1):19-56.
- ZANETTI M., 1995 – Escursioni nel Parco Naturale Dolomiti Friulane. Cierre Ed., Verona.
- ZANGHERI S., 1966 – Recenti contributi allo studio dei Lepidotteri galligeni. *Marcellias*, Avellino. 33(1):49-59.
- 1970 – Fra le sorprese della natura: le Galle. In: Didattica delle scienze, Bologna. 5:35-38.
- 1971 – Insetti. In: Encicl. Monogr. Soc. Nat. Mondadori Ed., Milano.
- 1872 – Alessandro Trotter (1874-1967). In: *Arch. Bot. e Biogeogr. Ital.*. 48:87-92.
- 1992 – Entomologia agraria. Edagricole, Bologna.
- ZANGHERI S. & MASUTTI L., 1992 – Entomologia agraria. Edagricole, Bologna.
- ZOCCHI R., 1952 – Contributions to knowledge of forest insects. III. Notes on the bionomics of *Rhyacionia buoliana*. *Redia*, Firenze. 37:345-369.



Abbazia di Moggio Udinese

FIGURE DELLE SPECIE GALLIGENE NON CITATE NELLA CHCKLIST DELLE SPECIE ITALIANE



Subanguina radicicola



Acalitus phloeocoptes



Aceria labiatiflorae



Aceria populi



Aceria schlechtendali



Aculops allotrichus



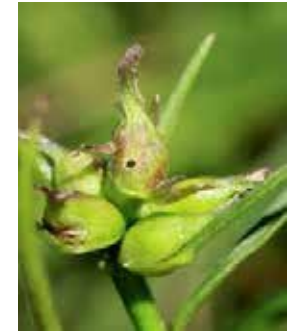
Aculus comatus



Aculops macrotrichus



Aculus acraspis

*Aculus tetanothrix**Eriophyes exilis**Phyllocoptes gracilis**Phyllocoptes heterogaster**Firmothrips firmus**Craspedolepta flavipennis**Craspedolepta nebulosa**Agrilus cuprescens**Betulapion simile**Protapion assimile**Bothynoderes affinis**Mecinus labilis**Acericecis vitrina**Dasineura pteridis**Geocrypta campanulae**Hybolasioptera fasciata**Spurgia euphorbiae**Wachtliella caricis*



Dasiops latifrons



Urophora congrua



Urophora cuspidata



Inuromaesa maura



Trupanea stellata



Monppha (M.) sturnipennella



Pyropteron triannuliformis



Phycitodes maritima



Cladius (T.) grandis



Nematus (P.) miliaris



Euura (E.) kriebbaumeri



Euura (E.) testaceipes



Andricus amblycerus

AMBIENTI DELLA VAL ALBA



La Val Alba (per gentile concessione Regione FVG)



Val Alba, Rifugio Vualt



Conca di Chiavals G. Bianchi



Nuovo bivacco G. Bianchi



Val Alba Faggeta



Val Alba abetaie



Moggio Udinese, torrente

Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste	62	2021	229-234	X 2021	ISSN: 0335-1576
---------------------------------	----	------	---------	--------	-----------------

***Telescopus gezirae* Broadley, 1994: A NEW RECORD LOCALITY FROM ERITREA IN THE HERPETOLOGICAL COLLECTION OF THE TRIESTE NATURAL HISTORY MUSEUM**

ANDREA DALL'ASTA¹, NICOLA BRESSI²,
PIERRE-ANDRÉ CROCHET³

1 – Acquario del Museo Civico di Storia Naturale di Trieste, Molo Pescheria 2
andrea.dallasta@comune.trieste.it

2 – Museo Civico di Storia Naturale di Trieste, via dei Tominz 4
nicola.bressi@comune.trieste.it

3 – CEFE, CNRS, Univ Montpellier, EPHE, IRD, Montpellier, France
pierre-andre.crochet@cefe.cnrs.fr

Riassunto – *Telescopus gezirae* Broadley, 1994 risulta segnalato ad oggi solamente per due località del Sudan centrale. Nel presente lavoro viene descritto un ulteriore dato relativo a questa specie, proveniente da Tesseney, Eritrea.

Parole chiave: *Telescopus gezirae*, Eritrea, nuove località.

Abstract – *Telescopus gezirae* Broadley, 1994 is presently known from only two specimens from two localities in central Sudan. In this contribution, a new specimen from a new locality is reported from Tesseney, Eritrea.

Key words: *Telescopus gezirae*, Eritrea, new locality.

1. – Introduction

The herpetological collection of the Trieste Natural History Museum (Museo Civico di Storia Naturale di Trieste: hereafter MCSNTS) is constituted by 2998 catalogued samples.

The origin of the collection may correspond to the date of the foundation of the MCNSTS, in 1846. Starting from this date, the collection saw a rapid increase in its content, through donations from private citizens, but above all thanks to various scientific expeditions (cfr: Marchesetti, 1884, 1890; Muller, 1931, Mezzena, 1989). A significant contribution came thanks to the scientific activity of Josef Muller, who held the position of director of the MCSNTS from 1928 to 1945 and who made several research trips, both in Europe and in Africa, where the former Italian colonies were located (Muller, 1937).

The expedition in Eritrea is well documented by Muller himself (1937). Muller states

that during the expedition, which took place thanks to the former Istituto Sieroterapico Milanese (Milanese Serum Therapy Institute), numerous samples were collected and subsequently deposited at the MCSNTS and that Muller himself dealt with the study of the snakes. In the following years, further specimens sent to Muller by various collaborators who worked for the Serum Institute and who were in Eritrea were added to the collection. One of these collaborators was Antonio Remedelli, who collected the snake reported in this note in 1935. For some reasons these specimens, despite Muller's willingness to study snakes from Eritrea (Muller, 1937), remained undetermined to these days.

2. – Material examined

Specimen n. inv. 185: 1 ex, Tessenei (Eritrea). Remedelli leg. 1935

The specimen is preserved in alcohol and there is no indication about sex and determination (Fig. 1).

To correctly determine the snake the following characters were selected: number of supralabials (SL), number of infralabials (IL), mid-body scales (MBS), number of ventral scales (V), number of subcaudal (SC) scales, number of dorsal spots, anal scale, pupil shape, frontal shape, total length (TotL), Snout vent length (SVL), tail length (TL) and sex.

In the following table, we list the main characters of pholidosis and ornamentation. The color is probably partially altered due to prolonged storage (almost 90 years). For comparison we report also the same characters of the only two known specimens of *Telescopus gezirae* (holotype: Natural History Museum of Zimbabwe=NMZB 11807 from Blue Nile 30 Km of Sennar, Sudan; and Natural History Museum London=NHMUK 1927.8.18.2 from Wad Medani (=Wad Madani) Sudan: cfr. Crochet P.A. *et al.*, 2008).

Based on Broadley's description of *Telescopus gezirae*, the only other species of *Telescopus* present in Eritrea, *Telescopus obtusus* (Reuss, 1834), does not exhibit the characters detected in the MCSNTS specimen.

Characters	MCSNTS inv. 185	NMZB 11807	NHMUK 1927.8.18.2
SL right	10 (4/5 touch the eye)	9 (4/5 touch the eye)	9 (4/5 touch the eye)
SL left	9 (4/5 touch the eye)	9 (4/5 touch the eye)	9 (4/5 touch the eye)
IL right	12	11	
IL left	11	11	
V	208	195	207
SC	49 + 1 apical	52	49
MBS	21	21	21
Anal sc.	divided	divided	
Dorsal spot	35	34 (36: tail tip bleached)	37 + 11
Tot L	445 mm	500 mm	
SVL	390 mm	420 mm	
TL	55 mm	80 mm	
Pupil shape	vertical	vertical	
Frontal shape	subtriangular	subtriangular	
sex	Young male	male	

Tab 1: Comparison of the main characters between the MCSNTS specimen and the other two known *Telescopus gezirae* specimens (for abbreviations see text).

Tab 1: Comparazione dei principali caratteri rilevati sull'esemplare del MCSNTS e gli altri due esemplari noti (per le abbreviazioni vedi il testo).

3. – The locality of capture

At the time of the expedition made by Muller in Eritrea, from December 1934 to January 1935, Tessenei was an Italian colony and was affected by a vast process of agricultural transformation and development. During the Fascist period, in fact, the whole area around Tessenei (called also Villaggio Gasperini from the name of the former governor of Eritrea) was extensively remodelled, carrying out extensive deforestation of the existing vegetation to make room for endless cotton fields. A dam was also built to collect the water of the river Gash to allow irrigation of the cultivated fields (Cattaneo, 2019).

Muller himself in the fifteenth volume of the proceedings of the Trieste Museum gives a brief description of the environment encountered during his trip to Eritrea: "...border station leading to Cassala ... the long stretch of road crosses the west-

ern lowlands of Eritrea, an immense plateau with steppe vegetation; here and there some huge Baobabs. In the surroundings of Tessenei you arrive at the dry bed of the Gash river; whose large barrage dams ensure water for the irrigation of cotton crops” (translated from Italian).

No other information is available about the exact environment of the capture locality.

4. – Discussion

While the nomenclature, systematics and phylogenetics of the snakes of the genus *Telescopus* inhabiting Africa and the Arabian Peninsula were recently reviewed and investigated (Crochet *et al.* 2008, Smid *et al.*, 2019) their biology and their distribution are still poorly known. This is certainly linked to a lack of research, partly due to the difficult geopolitical conditions of some territories, but also to the elusive and nocturnal habits of the various *Telescopus* species. Two of these seem to be however very rare or at least very rarely found: *Telescopus gezirae* Broadley, 1994 and *Telescopus pulcher* (Scortecci, 1935). But while for the latter one there are two recent observations of animals that were photographed and observed alive in the wild (Mazuch *et al.*, 2018), for *Telescopus gezirae* there are only 3 finds, two of which are rather old, and no live specimens have been observed or photographed.

Telescopus gezirae of MCSNTS (inv. 185) was the second of the known specimens to be caught (1935), but unfortunately it was not studied and remained undetermined till now. The last one to have been captured was the one described by Broadley (NMZB 11807: Blue Nile, 30 km of Sennar, Sudan, late 1966, G.R.C. Van Someren leg.), which represents the holotype of *gezirae*, while the first one comes from Wad Medani (=Wad Madani) (NHMUK 1927.8.18.2), a place quite close to Broadley’s one (about 100 km) and positioned in the same valley (Blue Nile).

From this point of view, Tessenei’s data appears rather surprising. In fact, as the crow flies, the distance between Tessenei and the two already known locality previously exceeds 500 km. Because of the great distances reported above, it is probable that the distribution of *T. gezirae* is widely underestimated.

This brief note, in addition to highlighting an important distributive data, once again underlines the importance of having preserved materials for comparisons and reviews in collections.

The specimen preserved in the Trieste Natural History Museum is now labelled as:

Telescopus gezirae (Broadley, 1994) – 1 young male Tessenei dint (Eritrea) 1935. A. Remedelli leg. A. Dall’Asta det. 2021.

Lavoro consegnato il 04/05/2021

BIBLIOGRAPHY

- BROADLEY D.G., 1994 – A collection of snakes from eastern Sudan, with the description of a new species of *Telescopus* (Wagler, 1830 (Reptilia: Ophidia)). *Journal of African Zoology*, 108, 201-208.
- CATTANEO N., 2019 – Tessenei (1905-1941): intensive farming shaping landscape and social relations in colonial Eritrea. *SHS Web of Conferences* 63.
- CROCHET P.A., RASMUSSEN J.B., WILMS THOMAS, GENIEZ P., TRAPE J.F. & BOHME W., 2008 – Systematic status and correct nomen of the western North African cat snake: *Telescopus tripolitanus* (Werner, 1909) (Serpentes: Colubridae), with comments on the other taxa in the *dhara-obtusus* group. *Zootaxa* 1703: 25-46.
- MARCHESETTI C., 1884 – Cenni storici del Museo. *Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste*: 7 p. III-XIV.
- MAZUCH T., SMID J., PRICE T., FRYDLOVA P., AWALE A.I., ELMH H.S.H.A. & FRYNTA D., 2018 – New records of one of the least known snakes, *Telescopus pulcher* (Squamata: Colubridae) from the Horn of Africa. *Zootaxa* 4462 (4): 483-496.
- MEZZENA R., 1989 – Relazione sullo sviluppo del Museo Civico di Storia Naturale e le sue dipendenze: Orto botanico, Acquario marino, Museo del mare negli anni 1958-1987. *Atti Mus. Civ. St. Nat., Trieste*: 42 (2) pp. 195-358.
- MULLER G., 1831 – Relazione sullo sviluppo del Museo Civico di Storia Naturale negli anni 1922-30. *Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste*: 11 (2) pp. 141-177.
- MULLER G., 1937 – Materiali zoologici dell’Eritrea raccolti da G. Muller durante la spedizione dell’Istituto Sieroterapico Milanese e conservati al Museo di Trieste. Parte I: G. Muller: brevi cenni sul viaggio in Eritrea e sulle principali località visitate. *Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste*: 14 (1) pp. 1-19.
- SMID J., GOCMEN B., CROCHET P. A., TRAPE J.F., MAZUCH T., UVIZL M., NAGY Z. T., 2019 – Ancient diversification, biogeography, and the role of climatic niche evolution in the Old World cat snakes (Colubridae, *Telescopus*). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 134: 35-49.



A



B



C

Fig. 1 – MCNSTS n. 185: *Telescopus gezirae* (Broadley, 1994) – 1 young male, Tessenei dint. (Eritrea) 1935. A. Remedelli leg. A. Dall'Asta det. 2021. View of the studied specimen (A); detail of the head from the right side (B) and from above (C) (photo: A. Dall'Asta).

Fig. 1 – MCNSTS n. 185: *Telescopus gezirae* (Broadley, 1994) – 1 maschio giovane: Tessenei dint. (Eritrea) 1935. A. Remedelli leg. A. Dall'Asta det. 2021. Visuale dell'esemplare esaminato (A); particolare della testa dal lato destro (B) e dall'alto (C) (foto A. dall'Asta).

Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste	62	2021	235-246	X 2021	ISSN: 0335-1576
---------------------------------	----	------	---------	--------	-----------------

BIENNIAL CENSUS OF HORVATH'S ROCK LIZARD *IBEROLACERTA HORVATHI* IN TWO ALPINE AREAS (NORTH-EASTERN ITALY)

GIANLUCA RASSATI

Via Udine 9 – 33028 Tolmezzo (Italy). E-mail: itassar@tiscali.it

Riassunto – Censimento biennale di Lucertola di Horvath *Iberolacerta horvathi* in due aree alpine (Italia nord-orientale)

Nel 2019 e nel 2020 sono stati effettuati censimenti con cadenza mensile lungo transetti prestabiliti in un'area sita sulle Alpi Carniche ed in un'area sita sulle Alpi Giulie. L'indice chilometrico di abbondanza (N° ind./Km) mensile è variato da 0 a 32 in un'area e da 0 a 21 nell'altra. L'andamento dei valori di abbondanza ha mostrato un'elevata variabilità fra i mesi. Tale variabilità e la differenza della stessa fra le due aree è stata influenzata dal clima e dai suoi diversi effetti in conseguenza delle differenze stagionali. È stata verificata una variazione della fenologia della specie con individui in attività durante tutto l'anno ad altitudini elevate.

Parole chiave: Lucertola di Horvath *Iberolacerta horvathi*, Censimento, Abbondanza, Fenologia, Alpi Orientali, Italia.

Abstract – In 2019 and 2020, monthly censuses were carried out along pre-established transect lines in an area in the Carnic Alps and an area in the Julian Alps. The monthly kilometeric abundance index (No. ind./km) varied from 0 to 32 in one area and from 0 to 21 in the other. The abundance values showed high variability among months. This variability and its difference between the two areas were influenced by the climate and its diverse effects due to the site differences. Variation in the phenology of the species was verified, with individuals active throughout the year at high altitudes.

Key words: Horvath's rock lizard *Iberolacerta horvathi*, Census, Abundance, Phenology, Eastern Alps, Italy.

1. – Introduction

Horvath's rock lizard *Iberolacerta horvathi* (MÉHELÏ, 1904) has an Alpine-Dinaric distribution (SILLERO *et al.*, 2014) that is still little studied. Investigations carried out in recent decades have dealt with various aspects, but the field studies have often focused on the distribution, which is still being defined (cf. e.g. RASSATI, 2019; DE MARCHI *et al.*, 2020; COCCA *et al.*, 2021). They have highlighted a lack of quantitative data, only found in very few works (e.g. ŽAGAR, 2016; RASSATI, 2019) and resulting from censuses conducted in the months of greatest activity of the species. I am not aware of reports with censuses covering all the months of the year.

In north-eastern Italy, the dormant period begins at the end of October and hibernation usually lasts until April, with individuals already active in March when there are favourable climatic conditions (CORTI *et al.*, 2011).

Since active individuals were observed outside the aforesaid time frame and also in the winter months (RASSATI, 2019, unpublished data), it was decided to carry out censuses in every month to obtain quantitative data referable also to non-“conventional” periods and information about the possible change in the phenology of the species.

2. – Study areas and methods

The study was conducted in the same two areas where the first standardized censuses of the species in Italy were carried out: one in the Lumiei Valley (Carnic Alps), the other in the Raccolana Valley (Julian Alps) (RASSATI, 2019).



Figure 1 - Sector of the Zahre area / Settore dell'area Zahre (Photo G. Rassati)



Figure 2 - Sector of the Sclûse area / Settore dell'area Sclûse (Photo G. Rassati)

The first (Zahre area; Municipalities of Vigo di Cadore and Sauris; UM 14-UM 24; 1500-1510 m a.s.l.; Fig. 1), on the medium slope (with prevalent S to SE exposure) of Mounts Pezzocucco, Palone and Oberkovel, is made up of rocks and scree and is crossed by some streams. The gradient is generally high and even exceeds 100%. The area is crossed by a paved road along which the vegetation cover is zero or slight, with a wood of Norway spruce *Picea abies*, European larch *Larix decidua* and European beech *Fagus sylvatica* only in short stretches.

The second (Sclûse area; Municipality of Chiusaforte; UM 83; 990-1090 m a.s.l.; Fig. 2), on the lower slope (with prevalent SE exposure) of the Jôf di Montasio group, consists of rocks and, to a small extent, scree and is bordered in small part by a watercourse. The gradient is generally high and exceeds 100% for large tracts. The area is crossed by a paved road along which the vegetation cover is zero or slight, with a wood of European beech and Norway spruce only in small portions.

In both cases, there are concrete and stone retaining walls along the road; in the first area there are road protection works (e.g. gabions and barriers with wooden beams and metal uprights) above some walls, while the second area has some tunnels and stretches of concrete slope faces.

The mean annual temperatures are 5-6°C in the Zahre area and 8-9°C in the Sclûse area, while annual precipitation is 1400-1600 mm in the former and 2200-2400 mm in the latter (POLLI, 1971).

The first area covers territories belonging to both Friuli Venezia Giulia and Veneto, while the second is wholly within Friuli Venezia Giulia.

The two areas were chosen as they are easily identifiable and walkable. Hence, they are suitable for standardization of surveys so as to be repeatable also by other investigators over time. Moreover, the areas are representative since they belong to two different Alpine sections and involve both regions where *Iberolacerta horvathi* has thus far been found.

Individuals were counted along pre-established 1 km-long transect lines (BUCKLAND *et al.*, 2004); in the first area the path was continuous, while in the second some stretches were interrupted by tunnels. During 2019 and 2020, monthly censuses were carried out in each of the two areas on days with good weather conditions and during the hours of greatest activity of the lizards. To ensure a greater possibility of contact, the visits took place during climatically favourable periods, especially between November and March. There were no problems with species determination in the Zahre area where the Common wall lizard *Podarcis muralis* was never found (RASSATI, 2019). Examination of the individuals was performed at a very close distance and by means of photographs. Individuals were divided into adults (Fig. 3) and juveniles with blue-greenish tail. During the censuses, cases of road mortality were noted and individuals of *Podarcis muralis* were also recorded in the Sclûse area.

The kilometric abundance index (KAI; No. ind./km) was obtained for each month and for the entire year (Tabs. 1, 2); this index is easily calculated even in the case of line transects of variable length and thus the values can readily be compared with those obtained in other studies. The distance between closest individuals was measured: when it was within 15 metres, they were considered grouped (based on the home range size as derived from *in situ* observations and the consequent ease

of interactions), otherwise they were considered isolated. Finally, the mean distance between the grouped individuals was calculated.

In the two study years, the meteorological trend was constantly monitored by means of *in situ* recordings and acquisition of the ARPA FVG – OSMER and GRN data relating to the mountain sector of Friuli Venezia Giulia. The *in situ* recordings made it possible to verify the suitability of conditions to conduct the censuses and to plan the monitorings.



Figure 3 - *Iberolacerta horvathi*. Adult / Adulto (Photo G. Rassati)

3. – Results

In the Lumiei Valley the KAI ranged from 0 in both years to 27 in 2019 and 32 in 2020 (Mean 2019: 9.00 ± 9.69 SD; Mean 2020: 9.75 ± 9.70 SD), while in the Raccolana Valley it varied from 0 in both years to 21 in 2019 and 17 in 2020 (Mean 2019: 6.67 ± 6.49 SD; Mean 2020: 6.17 ± 5.89 SD) (Tabs. 1, 2). In both areas, the KAI was highest from June to September and lowest from November to March with the exception of May 2019 in the Zahre area.

The trend of the values was more regular in the Sclûse area, with a tendency to increase from January to August (absolute maximum) and then to decrease in the autumn months, albeit with opposite values in November-December 2019 (Figs. 4, 5); the comparison between the two years also showed a more similar trend.

	2019	2020
January	0	1
February	1	1
March	4	3
April	7	6
May	0	11
June	18	32
July	27	21
August	16	11
September	22	18
October	12	9
November	0	4
December	1	0
Total	108	117
Mean	9.00	9.75
SD	9.69	9.70

Table 1 - Kilometric abundance index (KAI; No. ind./km) in the Zahre area / Indice chilometrico di abbondanza (KAI; N° ind./Km) nell'area Zahre

In the Zahre area, the trend was more irregular both compared to the other area and between the two years: the maximum value was reached in July in 2019 and in June in 2020, while in the first study year no individuals were contacted in May (Figs. 4, 5). Common to both years was a decline in August and a subsequent increase in September.

Juveniles were observed from June to October in the Zahre area and from May to October in the other area; the percentage frequency was very low with respect to the total number of individuals and until August below 10% in the Lumiei Valley and 15% in the Raccolana Valley. In September and especially October the frequency increased, especially in the Sclûse area, where in October 2020 more than 80% of the individuals surveyed were juveniles, but also in the other area where they made up more than 20% in the same month. Taking all individuals into consideration, the percentage frequency of juveniles in both years was just over 5% in the Zahre area and between 10% and 15% in the other area.

	2019	2020
January	0	0
February	1	0
March	3	2
April	5	4
May	6	8
June	11	10
July	12	15
August	21	17
September	13	10
October	7	6
November	0	2
December	1	0
Total	80	74
Mean	6.67	6.17
SD	6.49	5.89

Table 2 - Kilometric abundance index (KAI; No. ind./km) in the Sclùse area /
Indice chilometrico di abbondanza (KAI; N° ind./Km) nell'area Sclùse

Considering all the censuses, in the Zahre area 62% of individuals in 2019 and 55.6% in 2020 were grouped, while in the Sclùse area the values were 53.8% in 2019 and 51.4% in 2020. The mean number of grouped individuals was 3.05 ± 1.70 SD in 2019 and 3.10 ± 1.26 SD in 2020 in the Lumiei Valley and 2.87 ± 1.25 SD in 2019 and 2.38 ± 0.81 SD in 2020 in the Raccolana Valley. The maximum number of grouped individuals per single group was recorded in the Zahre area in July (n=9) in 2019 and in June (n=6) in 2020, and in the Sclùse area in September (n=6) in 2019 and in June (n=5) in 2020. Grouped individuals were not observed in January, February and December in both areas, in May and November 2019 and October 2020 in the Zahre area and in November 2019 and March, September and November 2020 in the Sclùse area. The percentage frequency of grouped individuals was very variable from one month to another; in the months in which groupings were observed (considering both years) it ranged from 25 (October 2019) to 85.19 (July 2019) in the Zahre area and from 42.86 (October 2019) to 87.50 (May 2020) in the Sclùse area. The mean distance between grouped individuals in the Lumiei Valley was $4.63 \text{ m} \pm 3.74$ SD in 2019 and $5.79 \text{ m} \pm 4.67$ SD in 2020, while in the Raccolana Valley it was $4.34 \text{ m} \pm 3.47$ SD in 2019 and $4.99 \text{ m} \pm 3.98$ SD in 2020.

Three cases of road mortality concerning *Iberolacerta horvathi* individuals were recorded in the Lumiei Valley (1 in August 2019 and 2 in September 2020), while none was detected in the Raccolana Valley. In the Sclùse area, one individual (male) of *Podarcis muralis* was contacted in June and July 2019 and in April and May 2020.

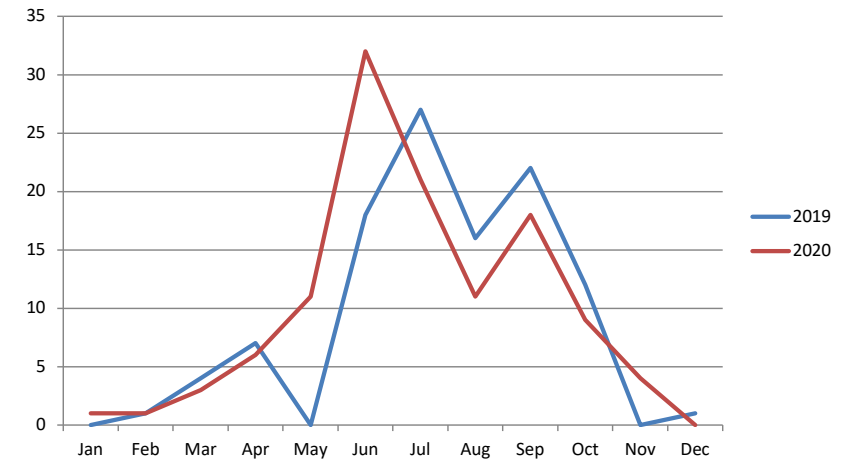


Figure 4 - Monthly trend of the kilometric abundance index (Zahre area) /
Andamento mensile dell'indice chilometrico di abbondanza (Area Zahre)

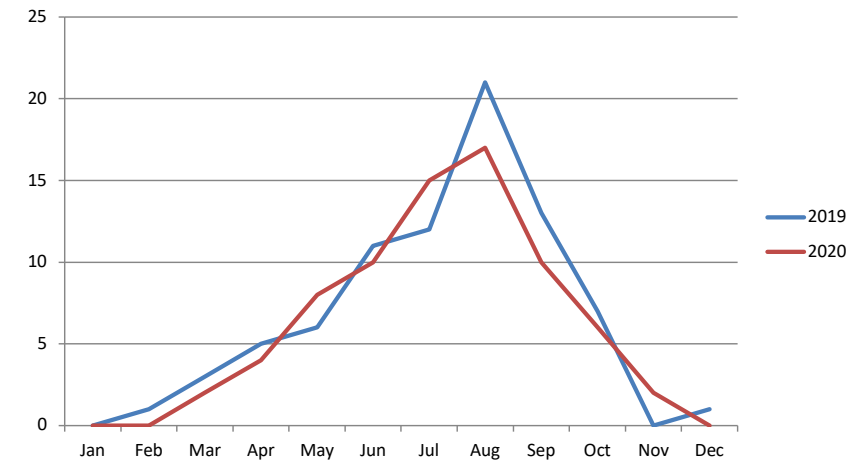


Figure 5 - Monthly trend of the kilometric abundance index (Sclùse area) /
Andamento mensile dell'indice chilometrico di abbondanza (Area Sclùse)

4. – Discussion

The absence of previous publications dealing with the topic in the autumn and winter months does not allow comparisons. Nevertheless, the repetition of the censuses in 2020 highlighted some factors that influenced the abundance values and their trends. The results indicated a high variability among months, already found in 2018 albeit only in relation to May, July and September (RASSATI, 2019), and also confirmed a higher variability in the Zahre area. This variability is due not only to the change in many parameters that come into play in the case of research in the field and are intrinsically linked to the species and the environment, but certainly also to the climate which plays a key role especially in ectothermic species such as *Iberolacerta horvathi*. The KAI of 0 in May 2019 in the Zahre area was due to an exceptionally cold and rainy month (ARPA FVG – OSMER and GRN data); although the census was carried out at the end of the climatically unfavourable period, the lizards, having “suffered” a long period in which it was not “convenient” to leave the shelters, avoided doing so for a few more days. In the same manner but with opposite results, in both areas in December 2019, a warm period (ARPA FVG – OSMER and GRN data), subsequent to a November with abundant precipitation that caused the lizards to go into hibernation, induced at least one individual to interrupt it.

The climate most likely had a strong influence on the trend of the KAI values (Figs. 4, 5), acting differently in the two areas due to the site differences. The higher values and greater regularity of contact in winter in the Zahre area, despite being at a higher altitude, were probably due to the fact that, in addition to having a more favourable exposure at least in some portions, it is located at a greater altitudinal difference with respect to the valley floor. This gives two advantages compared to the Scîuse area: the first is the greater distance from the mountains on the opposite side of the valley which thus project less shade; the second (more important in relation to the low winter solar radiation) is less stagnation of cold air (thanks also to the valley’s width) which, in the case of strong thermal inversions linked to prolonged high-pressure periods, is decisive in allowing the individuals to go outside to thermoregulate. In fact, in the Scîuse area, there is cold air stagnation in winter which, combined with the limited solar radiation, allows the snow to remain uniformly on the surface for a long time: confirming this is the fact that the only lizards contacted in February and December 2019 were in the highest sector of the area. The advantages of the winter period in the Zahre area are reversed in favour of the other area in the rest of the year. This is especially so in spring and autumn when a lowering of the temperature due to cloud cover, precipitation and cold winds, if prolonged, has a greater impact on the former area located at a higher altitude, while the effects are more mitigated in the Scîuse area: this is supported by the data for May 2019 when the cold and rainy period influenced the results more markedly in the Zahre area (KAI=0) than in the other one (KAI=6).

I believe that what has been reported explains the more regular trend of KAI in the Scîuse area also because the variations in the number of active individuals are lower in the winter period (and in late autumn and early spring) when, even in the case of climatic parameters within the mean of the period, the number of individuals is in

any case reduced or nil.

The results confirmed the hypothesis of variation of the phenology of the species, with individuals active throughout the year at high altitudes (especially for the investigated Alpine sections) like what was found for *Podarcis muralis* (author’s pers. obs. in the village of Sauris di Sopra, 1405 m a.s.l., in conjunction with the censuses of *Iberolacerta horvathi*), as was evident for some time (RASSATI, 2012). The areas where the study was conducted have been used by the author to carry out zoological and forestry investigations since the 1980s when the climatic and site conditions in winter were much more difficult and prohibitive for the lizards. It can be hypothesized, therefore, that the alteration of the life cycle of *Iberolacerta horvathi* has been caused by climate change, since seasonal activities of reptiles such as reproduction and hibernation are closely linked to climatic conditions (cf. e.g. SAINT GIRONS, 1985; ADOLPH & PORTER, 1993; HENLE *et al.*, 2008). In fact, in recent decades there have been winters with little snow and with positive thermal anomalies and the 0° C isotherm at very high altitudes for several days (ARPA FVG – OSMER and GRN data): thus, some individuals, exploiting particularly favourable sites, remain active even in mid-winter.



Figure 6 - *Iberolacerta horvathi*. Neonate / Neonato (Photo G. Rassati)

The abundance values were higher (with the exception of May 2019 in the Zahre area) than those obtained in 2018 in May, July and September (RASSATI, 2019) and much higher than those recorded in lower altitudinal bands in Slovenia (ŽAGAR,

2016). If instead we consider the mean abundance in the months (from April to September) in which the censuses were conducted in Slovenia in the altitudinal band 900-1099 m a.s.l., the only one encompassing one of the two areas where the censuses were carried out in Italy (Sclûse), the values of 11.33 ind./Km in 2019 and 10.67 ind./Km in 2020 (Tab. 2) are slightly lower than that found in Slovenia (12.71 ind./Km; ŽAGAR, 2016).

With regard to the low percentage frequency of juveniles, it should be considered that, in addition to their small size which certainly makes contact more difficult, they tend to frequent marginal zones because of the risk of being preyed upon by adults. Their increased frequency in September and above all in October was due to the appearance of neonates (Fig. 6), also observed grouped.

Considering the months (May, July, September) in which the censuses were conducted in 2018 (RASSATI, 2019), the mean distance between grouped individuals in the Lumiei Valley was 3.54 m \pm 3.53 SD in 2019 and 7.60 m \pm 5.57 SD in 2020, while in the Raccolana Valley it was 3.05 m \pm 2.45 SD in 2019 and 5.67 m \pm 4.29 SD in 2020; this is in comparison with the 2018 values of 8.12 m \pm 4.87 SD in the Lumiei Valley and 4.97 m \pm 3.25 SD in the Raccolana Valley, demonstrating a high variability.

Individuals were observed crossing the road (little used by the lizards due to the greater suitability of the surrounding environments) only on very rare occasions. Given that the censuses took place monthly, it was relatively difficult to detect collisions since the subsequent passage of vehicles tends to remove the remains of the carcasses: this and the lizard's high degree of attention and response to immediate danger (e.g. the arrival of a vehicle) (cf. RASSATI, 2016) likely explain the very few recorded episodes of road mortality. In the Sclûse area, the absence of collisions despite the higher vehicular flow than in the other area (as recorded by the author with precise counts during the censuses) was probably also due to the smaller number of individuals than in the Zahre area and to the lower habitat suitability on both sides of the road, so that the individuals were less motivated to move.

The presence of a single individual of *Podarcis muralis* in the study area does not indicate the existence of a population but is symptomatic of an "ascent" of some individuals, to be considered biological-functional units of dispersion and eventual colonization. Given that in numerous surveys in the Raccolana Valley carried out in the last 20 years or so (RASSATI, 2020) *Podarcis muralis* was found only at altitudes lower than those of the Sclûse area (RASSATI, 2010, 2012) and that the first individual in this area was observed in 2016, it can be inferred that this phenomenon is most likely favoured by the climate change, as in other Alpine areas in which an altitudinal expansion of the distribution of *Podarcis muralis* has been observed in sites previously occupied only by *Iberolacerta horvathi* (RASSATI, 2019).

Lavoro consegnato il 07/05/2021

ACKNOWLEDGEMENTS

Giancarlo Rassati is thanked for his assistance with the surveys.

REFERENCES

- ADOLPH S.C. & PORTER W.P., 1993 – Temperature, activity, and lizard life histories. *American Naturalist*, 142: 273-295.
- ARPA FVG – OSMER and GRN. <http://www.meteo.fvg.it/>.
- BUCKLAND S.T., ANDERSON D.R., BURNHAM K.P., LAAKE J.L., BORCHERS D.L. & THOMAS L., 2004 – Advanced Distance Sampling. Oxford University Press, Oxford.
- COCCA W., ŽAGAR A., SILLERO N., JOWERS M.J., KROFEL M., LUŽNIK M., PODNAR M., TVRTKOVIĆ N., CARRETERO M.A. & CROTTINI A., 2021 – Genetic diversity of Horvath's Rock Lizard meets current environmental restrictions. *Conservation Genetics*. <https://doi.org/10.1007/s10592-021-01351-4>.
- CORTI C., CAPULA M., LUISELLI L., RAZZETTI E. & SINDACO R. (Eds.), 2011 – Fauna d'Italia. Vol. XLV. Reptilia. Calderini-Edizioni Calderini de Il Sole 24 ORE S.p.A., Milano-Bologna.
- DE MARCHI G., BOMBIERI G., BOZ B., LENARDI F., RICHARD J., 2020 – Has the West been won? A field survey and a species distribution model of *Iberolacerta horvathi* in the Alps. *Acta Herpetologica*, 15(1): 3-14.
- HENLE K., DICK D., HARPKE A., KÜHN I., SCHWEIGER O. & SETTELE J., 2008 – Climate Change Impacts on European Amphibians and Reptiles. Convention on the Conservation of European Wildlife and Natural Habitats, Strasbourg, France.
- MÉHELÿ L., 1904 – Eine neue *Lacerta* aus Ungarn. *Ann. Mus. Nat. Hist. Hung.*, 2: 362-367.
- POLLI S., 1971 – Il clima della regione. In: Enciclopedia Monografica del Friuli-Venezia Giulia. 1: 442-488.
- RASSATI G., 2010 – Contributo alla conoscenza della distribuzione della Lucertola di Horvath *Iberolacerta horvathi* e della Lucertola dei muri *Podarcis muralis* in Friuli Venezia Giulia e in Veneto. *Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste*, 54 (2009): 133-146.
- RASSATI G., 2012 – Contributo alla conoscenza della distribuzione di alcune specie di *Amphibia* e di *Reptilia* in Friuli Venezia Giulia e in Veneto. *Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste*, 55: 91-135.
- RASSATI G., 2016 – Road mortality of amphibians and reptiles along two roads in the Carnic Alps (Friuli, North-eastern Italy) before and after asphaltting. *Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste*, 58: 161-170.
- RASSATI G., 2019 – Horvath's rock lizard *Iberolacerta horvathi* in Italy: summary of its distribution, first quantitative data and notes on conservation. *Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste*, 60: 281-294.
- RASSATI G., 2020 – First record of tail bifurcation in Horvath's rock lizard *Iberolacerta horvathi* (Julian Alps, Friuli, North-eastern Italy). *Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste*, 61: 269-272.
- SAINT GIRON H., 1985 – Influence des facteurs de l'environnement sur les cycles annuels et reproducteurs des reptiles. *Bulletin de la Société Zoologique de France*, 110: 307-319.
- SILLERO N., CAMPOS J., BONARDI A., CORTI C., CREEMERS R., CROCHET P.A., ISAILOVIĆ J.C., DENOËL M., FICETOLA G.F., GONÇALVES J., KUZMIN S., LYMBERAKIS P., DE POU S., RODRÍGUEZ A., SINDACO R., SPEYBROECK J., TOXOPEUS B., VIEITES D.R. & VENCES M., 2014 – Updated distribution and biogeography of amphibians and reptiles of Europe. *Amphibia-Reptilia*, 35: 1-31.
- ŽAGAR A., 2016 – Altitudinal distribution and habitat use of the common wall lizard *Podarcis muralis* (Linnaeus, 1768) and the Horvath's rock lizard *Iberolacerta horvathi* (Méhely, 1904) in the Kočevsko region (S Slovenia). *Natura Sloveniae*, 18 (2): 47-62.

Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste	62	2021	247-260	X 2021	ISSN: 0335-1576
---------------------------------	----	------	---------	--------	-----------------

LO SCIACALLO DORATO EUROPEO (*Canis aureus moreoticus*) IN FRIULI VENEZIA GIULIA: OSSERVAZIONI DESCRITTIVE DA CAMERA TRAPPING OPPORTUNISTICO NEL PERIODO RIPRODUTTIVO

STEFANO PECORELLA

Therion Research Group APS, Loc. Castel San Mauro, 1 – 34170 Gorizia (GO)

E-mail: stefano_pecorella@hotmail.it

Riassunto – La messa in opera di alcune foto-trappole sul basso corso del torrente Torre (pianura orientale del Friuli Venezia Giulia), utilizzate in modo opportunistico in un periodo compreso tra febbraio e giugno 2021, ha permesso di raccogliere alcune osservazioni aneddotiche sulla biologia dello sciacallo dorato europeo (*Canis aureus moreoticus*) e trarne alcune conclusioni descrittive.

Lo studio con le foto-trappole si è svolto principalmente nei pressi dei sistemi ipogei scavati dal tasso (*Meles meles*), che come noto vengono sfruttati sia dalla volpe rossa (*Vulpes vulpes*) sia dallo sciacallo dorato (*Canis aureus*).

Le osservazioni presentate in questa nota si riferiscono a due diverse coppie di sciacalli dorati. Una di esse ha selezionato uno dei sistemi di tane controllati attraverso le foto-trappole per la nascita e l'allevamento dei cuccioli, fornendo varie informazioni di valore aneddotico relative alla biologia riproduttiva questa specie. Ad esempio è stato possibile individuare con precisione la data del parto, il periodo in cui i cuccioli sono usciti dalle tane e il loro numero e osservare alcune dinamiche sociali di particolare interesse.

L'altra coppia non ha occupato nessuna delle tane note nell'area, ma è stata ripresa in prossimità di tane occupate dal tasso e dalla volpe e su altri punti di alimentazione e di passaggio, suggerendo un quadro non ancora chiaro di simpatria tra volpe e sciacallo dorato nella pianura orientale del Friuli Venezia Giulia.

Lo studio descrive i comportamenti osservati e offre possibili spunti di riflessione su alcuni aspetti della biologia e dell'ecologia dello sciacallo dorato che potrebbero essere approfonditi mediante il *camera trapping*.

Parole chiave: *Canis aureus*, riproduzione, foto-trappolaggio, Italia nordorientale.

Abstract – The opportunistic use of camera traps between February and June, 2021 in the lower course of River Torre (Eastern plain of the Region Friuli Venezia Giulia), enabled to collect a number of anecdotal observations about the biology of the European golden jackal (*Canis aureus moreoticus*) and to draw some descriptive conclusions.

The study with camera traps was mainly carried out near the underground systems excavated by the European badger (*Meles meles*), called 'setts' which are known to be used by both the red fox (*Vulpes vulpes*) and the golden jackal (*Canis aureus*).

The observations presented in this note refer to two different pairs of golden jackals. One of them selected one of the camera traps-monitored setts for the birth and the rearing of their pups, thus providing various information of anecdotal value on the reproductive biology of the species. For example, it was possible to accurately identify the date of birth, the period in which the pups came out of the dens and their number, and to observe some social dynamics of particular interest.

The other pair didn't occupy any of the setts known in the area, but were filmed near setts occupied by badgers and/or foxes and in other feeding and passage spots, suggesting a still-unclear picture of sympatry between red fox and golden jackal in the Eastern plain of the Region Friuli Venezia Giulia.

The study describes the observed behaviors and offers possible food for thought about some aspects of golden jackal biology and ecology which could be investigated by the means of Camera Trapping.

Key Words: *Canis aureus*, reproduction, camera trapping, Northeastern Italy.

1. – Introduzione

1.1 – Evoluzione della colonizzazione in Italia

I gruppi riproduttivi di *Canis aureus*, per circa trent'anni dall'ingresso della specie in Italia, avvenuto a metà degli anni '80 del secolo scorso, sono restati limitati

all'estremo Nordest del paese, con una distribuzione frammentaria che comprendeva l'altopiano del Carso e alcune vallate delle Alpi e Prealpi e Carniche, delle Prealpi Giulie e del Veneto alpino (Lapini *et al.*, 2011). In questa fase della colonizzazione le aree di pianura sembravano raggiunte soltanto da *vagrants*, in genere maschi in fase di dispersione giovanile, a eccezione di un evento riproduttivo, apparentemente isolato, alla periferia di Udine (Lapini & Perco, 1989).

Nello scorso decennio ha avuto inizio la colonizzazione delle pianure dell'Italia settentrionale: nel 2015 è stata accertata la riproduzione della specie nella zona dei Magredi (alta pianura pordenonese) e nel 2018 nelle golene del torrente Torre (alta pianura udinese). A partire dal 2017 gli sciacalli hanno oltrepassato il fiume Po (Lapini *et al.*, 2018) e nel 2020 sono stati osservati i primi gruppi nella Pianura Padana: uno tra Verona e il Lago di Garda e uno alla periferia nord di Parma (Lapini *et al.*, 2021), mentre in Lombardia e in Piemonte eventi riproduttivi devono ancora essere verificati. In questa fase della colonizzazione il tasso d'incremento medio annuo della popolazione italiana è stato stimato attorno al 15-20% (Lapini, 2021). La regione Friuli Venezia Giulia è certamente la *core area* di tale popolazione, ospitando il maggior numero di gruppi e fungendo da connessione con le popolazioni della penisola balcanica (Fabbri *et al.*, 2014).

1.2 – Lo sciacallo dorato nei paesaggi antropizzati

Canis aureus è generalmente considerato un “raccoltore opportunist” (*opportunistic forager*) piuttosto che un predatore specializzato (Lange *et al.*, 2021); vive spesso nelle vicinanze degli insediamenti umani, dove alle volte dipende completamente dai rifiuti di origine antropogena (MacDonald, 1979). Le costanti che sembrano influenzare la presenza della specie sono la disponibilità di cibo e di acqua e la presenza di macchie con fitta vegetazione arbustiva, in cui l'uomo e gli animali domestici tendenzialmente non entrano, usate per il riposo diurno e la riproduzione e che fungono da riparo anche per le sue prede (Giannatos, 2004; Heptner & Naumov, 1998). Un'adeguata copertura diurna è uno dei fattori che influenza principalmente l'abbondanza locale degli sciacalli e una condizione necessaria affinché essi mantengano popolazioni stabili in agro-ecosistemi densamente popolati (Jaeger *et al.*, 2007). Difatti, a fronte di un aumento anche modesto delle zone coperte da cespugli la probabilità di presenza dello sciacallo dorato nelle pianure aumenta notevolmente (Selimovic *et al.*, 2021). Sulla base di un primo modello di idoneità ambientale applicato alla Regione Friuli Venezia Giulia, le aree intensamente coltivate della pianura non erano risultate vocate per la specie, che mostrava una netta preferenza verso habitat naturali costituiti da boschi di latifoglie e arbusteti (Torretta *et al.*, 2020). Ciononostante, in anni recenti la specie si è riprodotta nel basso corso del torrente Torre e del fiume Isonzo, spingendosi fino alle bassure lagunari dell'Italia nordorientale (dati da survey bio-acustiche e avvistamenti documentati con immagini).

1.3 – Cenni di biologia dello sciacallo dorato

L'unità sociale di base nello sciacallo è composta dalla coppia riproduttiva con la cucciolata dell'anno, ma è possibile che essa sia coadiuvata da uno o più giovani esemplari dell'anno precedente che assolvono alla funzione di *helper*, rinunciando alla propria riproduzione. L'*home range* dei branchi ha una dimensione variabile a seconda delle risorse localmente disponibili (Fenton *et al.*, 2021) e si contrae notevolmente all'aumentare della disponibilità trofica (Macdonald, 1979), oscillando da 20 km² fino a solo 1 km². All'interno vi sono aree che vengono difese strenuamente, come le macchie usate per il riparo diurno e la zona dove si trovano le tane, mentre le aree di foraggiamento possono sovrapporsi con quelle di altri gruppi (v. ad esempio Jaeger *et al.*, 2007). All'interno del branco gli animali con funzione di *helper* aiutano la madre ricercando il cibo durante l'allattamento, badando ai cuccioli e giocando con essi (Golani & Keller, 1975). È verosimile che le femmine giovani siano più coinvolte in tale ruolo (Demeter & Spassov, 1993), mentre i maschi tendono a lasciare il proprio gruppo di origine a circa un anno di età. Proprio questi spostamenti in fase giovanile sono alla base del processo che porta alla colonizzazione di nuove aree (cfr. ad esempio Demeter, 1984; Lapini *et al.*, 1993). Il periodo dell'accoppiamento varia a seconda della zona geografica e in Italia settentrionale sembra essere collocato nel mese di febbraio (Lapini, 2021). A partire da novembre la coppia si allontana dai cuccioli e mette in atto lunghe cerimonie di corteggiamento che condurranno alla copula, accettando nuovi contatti sociali soltanto dopo l'accoppiamento. La femmina partorisce dopo una gestazione di 60-63 giorni (v. ad esempio Asdell, 1964), in tane scavate direttamente nel terreno assieme al maschio, utilizzando tane abbandonate da altri animali, come il tasso e la volpe, o in cavità ipogee asciutte (cfr. ad esempio Heptner & Naumov, 1998; Lapini, 2021). In Bulgaria i cuccioli vengono alla luce in un ampio periodo compreso tra il 10 aprile e il 20 maggio (Vassilev & Genov, 2002), mentre si suppone che in Italia le nascite avvengano tra la fine di aprile e la metà di maggio (Lapini, 2003).

1.4 – Relazioni con la volpe rossa e con il tasso

Come dimostrato da numerose esperienze di *camera trapping* nell'Italia nordorientale e in altri paesi europei, le foto-trappole sono in grado di rilevare facilmente la sintopia tra la volpe rossa e lo sciacallo dorato. In Slovenia, ad esempio, una volpe e uno sciacallo sono stati osservati contemporaneamente su un punto di foraggiamento della selvaggina con atteggiamenti di minaccia (Potočnik *et al.*, 2019). Fra questi due canidi sembrano instaurarsi delle blande interferenze competitive, che possono portare la volpe a evitare la *core area* degli sciacalli nel periodo estivo (Pecorella & Lapini, 2014; Shamoon *et al.*, 2017) e più in generale a diminuire in aree dove la densità di sciacalli aumenta notevolmente (Giannatos *et al.*, 2005). Come la volpe

rossa, lo sciacallo dorato utilizza volentieri le tane create dal tasso, ma poco o nulla si sa sulle relazioni esistenti con questo mustelide ampiamente diffuso.

Il *camera trapping* è un eccezionale strumento per approfondire aspetti molto criptici delle relazioni che si instaurano nelle comunità di mammiferi (Rovero & Zimmermann, 2016; Caravaggi *et al.*, 2017). Si è già visto che grazie a questa tecnica è possibile documentare anche le più rare interazioni tra lo sciacallo dorato e gli altri carnivori localmente presenti (Pecorella & Lapini, 2014; Potočnik *et al.*, 2019).

2. – Area di studio e metodi

2.1 – La pianura friulana orientale

Il torrente Torre, dopo aver ricevuto le acque dei suoi affluenti Natisone e Judrio, confluisce nell'Isonzo andando a formare un reticolo idrico che riveste un'importante funzione di connettività ecologica all'interno della pianura orientale del Friuli Venezia Giulia. Le superfici boschive sono in genere limitate alle golene di questi quattro corsi d'acqua, mentre il resto del territorio è coperto da superfici agricole intensamente coltivate e aree antropizzate. Negli ultimi decenni il continuo espandersi delle coltivazioni è risultato in una severa banalizzazione dell'ambiente agricolo, con effetti estremamente negativi sulla biodiversità di questi luoghi. Pure la vegetazione delle golene fluviali, ove non protetta da specifici vincoli, è minacciata da questo processo e può essere rimossa e rapidamente sostituita con le colture mono-specifiche localmente più redditizie.

Nell'alta pianura le acque del Torre tendono a disperdersi nel sottosuolo permeabile e a valle di queste zone il letto è di norma asciutto, salvo dopo le piogge. Le fasce ripariali del torrente e dei suoi principali affluenti offrono rifugio a tutte le specie terrestri di pianura. Essendo in genere le sole aree naturali presenti in queste zone, esse sono fruite per diverse attività dell'uomo (caccia, passeggiate all'aperto, *off roading*); inoltre il letto ghiaioso del torrente è sottoposto a interventi di asporto del materiale litoide a scopo di manutenzione dell'alveo. Una presenza umana tanto invasiva ha certamente un impatto sulla teriofauna costretta in queste ultime ridotte boschive, influenzandone le abitudini. Ad esempio, l'attività di *Canis aureus* è in genere crepuscolare e notturna (Heptner & Naumov, 1998), ma diventa tendenzialmente diurna in ambienti indisturbati e prettamente notturna in zone molto abitate dall'uomo (Golani & Keller, 1975).

In questo precario quadro ambientale, i medi e grandi carnivori più frequenti nelle golene fluviali sono lepre, capriolo, tasso e, negli ultimi anni, cinghiale. Abbondanti anche volpe e faina, mentre sciacallo dorato e gatto selvatico sono le specie più rare (oss. pers.). Da menzionare, inoltre, la presenza sporadica del cervo e un'apparizione isolata di *Nyctereutes procyonoides* (Pecorella, 2021). Vi sono prove recenti della presenza della puzzola, ma poco o nulla si sa sullo stato di conservazione di tale elusivo mustelide negli ambienti umidi della pianura. Fra la teriofauna di questi

luoghi è recentemente apparso il lupo, sebbene non vi siano evidenze di riproduzione. Come ormai noto esso tende a rimuovere *Canis aureus* dal suo areale con meccanismi di esclusione competitiva (Krofel *et al.*, 2017), sebbene le due specie sembrano poter coesistere a basse densità (Lapini, 2021).

2.2 – Lo sciacallo dorato sul torrente Torre

Nelle golene del Torre gli sciacalli trovano piccole aree coperte da fitta macchia che offrono comodi nascondigli e numerose tane scavate dal tasso, localizzate principalmente sugli argini ricoperti da vegetazione. Come osservato grazie alle foto-trappole, gli sciacalli percorrono l'alveo per gli spostamenti lineari tra diverse zone del territorio. L'*home range* dei branchi sembra svilupparsi perlopiù in modo longitudinale, seguendo il corso del torrente e dei suoi affluenti, spaziando anche nelle aree agricole circostanti; gli spostamenti nelle aree aperte avvengono prevalentemente di notte (oss. pers.).

In zona la specie può godere di un'abbondanza stagionale di mais e di una buona densità di piccoli roditori; può inoltre approfittare degli scarti di origine venatoria occasionalmente dispersi in natura e di varie risorse reperibili nei pressi delle aziende agricole. È stato osservato anche il consumo degli amoli (*Prunus cerasifera*) e delle bacche di corniolo (*Cornus mas*) (oss. pers.).

Lungo il corso del Torre la volpe è storicamente molto abbondante; per la nascita dei cuccioli essa è solita scavare le tane negli argini, usare le tane dei tassi, anche in co-dominio, o approfittare degli enormi massi posati per stabilizzare le sponde del torrente. In questa zona i cuccioli di volpe nascono in genere tra la seconda e la terza decade di marzo e all'incirca un mese dopo escono per la prima volta dalla tana (oss. pers.).

2.3 – Metodi di foto-trappolaggio

Le foto-trappole sono state disposte in numero variabile a seconda del periodo e distribuite senza un disegno sperimentale, sulla base di criteri opportunistici, principalmente in prossimità di complessi sistemi ipogei scavati dal tasso, allo scopo di verificarne l'utilizzo da parte dello sciacallo dorato. Occasionalmente le foto-trappole sono state usate su carcasse di ungulati selvatici rinvenute nell'ambiente, per osservare da quali *scavenger* venissero utilizzate e le loro eventuali interazioni, e su particolari punti di passaggio della fauna.

L'area coperta con le foto-trappole si estende per circa 15 km lungo il basso corso del Torre, a cavallo della confluenza con il Natisone, ed è frequentata da un minimo di due gruppi di sciacalli dorati (dati da survey bio-acustiche).

Complessivamente sono state posizionate foto-trappole in cinque diversi sistemi di tane, uno solo dei quali è stato occupato dagli sciacalli dorati. Negli altri quattro sistemi sono stati osservati tassi e/o volpi. Nel sistema occupato dagli sciacalli dorati

sono state usate tre foto-trappole in un periodo compreso tra i primi di febbraio e la metà di giugno, puntate verso diversi punti d'accesso e su un punto d'abbeverata nei pressi delle tane.

Per le attività su tana si è resa necessaria l'adozione di una serie di cautele, atte a ridurre il rischio di interferenze in questa fase delicata del ciclo biologico:

- la scelta dei siti e il posizionamento delle foto-trappole è avvenuto nel corso dell'inverno;
- sono state usate esclusivamente foto-trappole del tipo *black flash*, cioè munite di illuminatori a infrarossi che non producono luminescenza rossa, generalmente sgradita ai mammiferi più elusivi come ad esempio i canidi;
- i controlli sono stati poco frequenti (all'incirca 1 controllo ogni 15 giorni) e sono stati effettuati da una sola persona preferibilmente prima di forti precipitazioni;
- la permanenza *in situ* durante i controlli è stata ridotta a pochi minuti, il tempo indispensabile per la sostituzione delle batterie e delle schede di memoria (capacità: 32 gigabyte).

Tutte le foto-trappole sono state impostate per la registrazione di video da 30 o da 60 secondi.

3. – Risultati

3.1 – Nascita e allevamento dei cuccioli

La coppia della quale è stato possibile seguire la riproduzione era composta da un maschio e una femmina con fenotipo giovanile. Il periodo precoce del parto, la mancanza di *helper* e il basso numero di cuccioli osservati (n=3) sostengono l'ipotesi di una giovane femmina di 1-2 anni alla prima riproduzione. Il parto è avvenuto tra il 6 e il 7 aprile in un complesso sistema di tane di tasso scavato su un terreno ben drenato, coperto da una densa vegetazione composta da varie specie di arbusti e rovi, con una comoda fonte d'acqua nelle immediate vicinanze.

In una singola occasione, il 17 febbraio, le tane sono state visitate da una coppia di sciacalli composta da una femmina adulta e da un maschio privo della coda (Fig. 1). Si trattava di una coppia diversa rispetto a quella che si è riprodotta in queste tane, ripresa per la prima volta dalle foto-trappole il 26 febbraio.

La femmina ha spostato i cuccioli almeno tre volte in cavità diverse di questo sistema ipogeo, allargandone in modo modesto alcune delle entrate. In due di queste occasioni è stata ripresa dalle foto-trappole (Fig. 2). Si può ipotizzare che la ragione degli spostamenti fosse di tipo igienico (proliferazione di ectoparassiti specializzati nella camera "nido"), dato che la coppia dedicava parecchio tempo al *grooming* (Fig. 2). I parassiti sembravano affliggere in particolare la femmina, che trascorreva più tempo all'interno delle tane.

Tre cuccioli sono stati ripresi per la prima volta fuori dalle tane il 17 maggio, a 40 - 41 giorni di vita, ricoperti dalla tipica pelliccia bruno scuro. Il 22 maggio erano in fase di svezzamento con cibo semi-solido rigurgitato dai genitori e compivano già discreti spostamenti intorno alle tane, nel raggio di 20 m circa, sorvegliati sia dalla madre sia dal padre (Fig. 3). Riprese con un elevato dettaglio hanno consentito di osservare che in questo periodo tutti e tre i cuccioli erano già afflitti da zecche. Curiosamente, uno di essi era privo della coda fin dalle prime riprese disponibili. Alla fine di maggio, intorno ai 55 giorni di vita, i cuccioli erano già in grado di seguire i genitori al di fuori della macchia di arbusti, rientrandovi quando questi ultimi si allontanavano dalla zona delle tane. All'incirca a due mesi d'età i cuccioli sono stati condotti altrove.

3.2 – Relazioni con il tasso e altri mammiferi

Una coppia di tassi ha frequentato il sistema di tane in un periodo compreso tra marzo e aprile, contemporaneamente alla coppia degli sciacalli. È ipotizzabile che in questo periodo tassi e sciacalli condividessero il sistema sotterraneo utilizzando in modo esclusivo camere diverse, in modo analogo a quanto avviene con altri canidi sia autoctoni, come la volpe rossa (v. ad esempio Mori *et al.*, 2015), sia alieni, come il cane procione (v. ad esempio Kowalczyk *et al.*, 2008). Agli inizi di aprile i tassi sembrano essersi trasferiti altrove, tornando su queste tane solo occasionalmente. Una possibilità considerata è che l'utilizzo di più camere e gallerie da parte degli sciacalli o la maggiore permanenza della femmina all'interno delle tane per l'allattamento dei cuccioli abbia dato luogo a interferenze con i tassi, risolte nello spostamento di questi ultimi. Tuttavia, i tassi potrebbero essersi spostati per cause indipendenti dalla presenza degli sciacalli.

Per tutto il periodo di studio, sia prima sia dopo la nascita dei cuccioli di sciacallo, all'interno delle tane trovavano rifugio dei ratti (*Rattus spp.*). In alcune occasioni delle lepri sono state riprese mentre entravano o uscivano da una galleria secondaria del sistema di tane, in seguito sfruttata anche dagli sciacalli. La lepre si è riprodotta in zona, come dimostrano varie riprese di un cucciolo e di una femmina con mammelle da lattazione. Durante un incontro registrato da una foto-trappola, una lepre adulta è stata inseguita da uno sciacallo dorato. La zona era frequentata spesso anche da caprioli, mentre faina e cinghiale sono stati ripresi assai raramente dalla foto-trappole. In un'unica occasione un maschio di volpe si è avvicinato alle tane, allontanandosi quasi subito.

3.3 – Territorialità e comportamento sociale

I dintorni delle tane sono stati segnati assiduamente dalla coppia per tutto il periodo riproduttivo, sia con urina sia con escrementi, depositi sulle vie di spostamento principali e, in febbraio, anche davanti ad alcune entrate delle tane. Il maschio urinava con maggiore frequenza, ma molto spesso la marcatura avveniva in sincronia con la femmina. Fino alla nascita dei cuccioli l'attività della coppia osservata nella *core*

area è stata prevalentemente crepuscolare e notturna, mentre durante l'allevamento dei cuccioli la coppia si muoveva maggiormente durante il giorno. Nel corso della notte il maschio si occupava della ricerca del cibo, che poi rigurgitava per la femmina qualche metro fuori dalle tane; a questo punto essa metteva in atto cerimonie di saluto, guaendo e scodinzolando (Fig. 4). Talvolta il maschio consumava insieme a lei una parte del cibo appena rigurgitato. Questo comportamento ha avuto luogo almeno fino a 30 giorni dopo il parto. Per comunicare gli animali usavano molto spesso una vocalizzazione composta da una serie di corti guaiti, emessi con la bocca chiusa o quasi chiusa. Questa vocalizzazione era usata come saluto e richiamo, ad esempio quando il maschio faceva ritorno alle tane con il cibo, o per richiamare i cuccioli fuori dalla tana. In un'occasione la coppia è stata registrata mentre cominciava a ululare, apparentemente in risposta alle campane di una chiesa, comportamento già segnalato per questa specie (Heptner & Naumov, 1998).

3.4 – Relazioni con la volpe rossa

Il presente studio non consente molte valutazioni sulle relazioni esistenti tra volpe rossa e sciacallo dorato, limitandosi a descrivere le osservazioni raccolte attraverso il *camera trapping* opportunistico nell'area di studio:

- le foto-trappole usate su alcuni punti di foraggiamento e di passaggio hanno restituito riprese di entrambe le specie, anche a distanza di poche ore l'una dall'altra;
- è stato osservato l'utilizzo delle stesse fonti di cibo (carogne di ungulati selvatici) in momenti diversi;
- in queste zone, per la nascita dei cuccioli entrambe le specie utilizzano le tane dei tassi, abbandonate oppure occupandole in co-dominio;
- entrambe le coppie di sciacalli conosciute nell'area e un giovane maschio si sono soffermate sopra a delle tane con all'interno cucciolate di volpe, apparentemente senza entrarvi. Una delle coppie ha marcato il sito.

La sovrapposizione delle catture nello spazio suggerisce, perciò, che sciacallo dorato e volpe rossa coesistano negli stessi ambienti golenali del torrente Torre e siano in grado di venire in contatto, con interazione non ancora chiare. La zona delle tane sembrerebbe essere maggiormente esclusiva nel caso dello sciacallo dorato.

4. – Conclusioni

L'uso di foto-trappole in prossimità delle tane di tasso può consentire di raccogliere alcune informazioni sulla biologia riproduttiva di *Canis aureus*, tra cui la data delle nascite, il numero di cuccioli dati alla luce e il periodo delle loro prime uscite fuori dalle tane. Le moderne foto-trappole dotate di LED a 940 nm possono essere impiegate con cautela in questi luoghi, permettendo di seguire con il minimo disturbo

le fasi più riservate della vita dei canidi, difficilmente osservabili altrimenti.

Nell'area di studio le coppie degli sciacalli cominciano a frequentare le tane nel mese di febbraio; per questo motivo è consigliabile che la posa delle foto-trappole avvenga in precedenza, per evitare di influire nella scelta del sito riproduttivo. Successivamente, appare opportuno limitare le visite a un massimo di 1 controllo ogni 15 giorni, riducendo a pochi minuti la permanenza sul luogo.

Le coppie di sciacalli dorati sembrerebbero occupare sistemi sotterranei coperti da vegetazione arbustiva e spinosa, forse evitando quelli più esposti, che non vengono disdegnati dalla volpe rossa. La presenza del tasso potrebbe favorire notevolmente lo sciacallo dorato negli ambienti antropizzati della pianura, fornendogli comode tane scavate su terreni asciutti e ben drenati, come gli argini incespugliati dei fiumi. I sistemi di tane più complessi, inoltre, offrirebbero alla femmina di sciacallo il vantaggio di poter spostare i cuccioli in camere diverse durante l'allattamento.

In mancanza di giovani femmine che assolvono alla funzione di *helper* all'interno del branco, il maschio pare assumere un ruolo molto attivo nell'accudimento e nell'allevamento dei cuccioli una volta che essi sono usciti dalle tane, collaborando con la femmina nello svezzamento e nella pulizia dagli ectoparassiti, sorvegliandoli e facendoli giocare. Un tale coinvolgimento aumenta di certo la probabilità di sopravvivenza dei nuovi nati. Il ruolo del maschio si espleta anche nel continuo approvvigionamento di cibo per la femmina in allattamento, consentendole così di rimanere vicina ai cuccioli nelle prime settimane successive al parto.

I cuccioli di sciacallo dorato hanno mostrato sin dalle prime uscite fuori dalla tana una notevole mobilità, maggiore se comparata a quella dei cuccioli di volpe della stessa età osservati in tempi diversi nelle stesse zone. Questo li espone senza dubbio a pericoli di vario genere, ma consente loro di seguire i genitori lontano dalle tane già a 60 giorni di vita. È probabile che all'interno dei branchi di maggiori dimensioni una o più femmine *helper* badino ai cuccioli quando i genitori sono distanti, impedendo loro di allontanarsi troppo dalla zona delle tane.

Interessante notare che le tane occupate dagli sciacalli dorati siano state frequentate per tutta la durata del monitoraggio da ratti e occasionalmente da alcune lepri, entrambe specie-prede dello sciacallo dorato (v. ad esempio Lapini, 2021). Studi specifici sulle interazioni tra *Canis aureus* e le sue prede sarebbero di certo interesse.

Il *camera trapping* appare una tecnica sempre più promettente per lo studio dello sciacallo dorato, consentendo di approfondire alcuni aspetti della sua biologia ed ecologia ancora scarsamente studiati in Europa. In particolare, l'utilizzo di foto-trappole su punti di alimentazione e sulle tane del tasso sembra poter fornire ottimi risultati, particolarmente utili anche per indagare le relazioni esistenti tra lo sciacallo dorato e altri mesomammiferi, come la volpe rossa e il tasso.

Lavoro consegnato il 28/06/2021

RINGRAZIAMENTI

Mi è particolarmente gradito ringraziare il Dott. Luca Lapini, zoologo del Museo Friulano di Storia Naturale, per i suoi inestimabili insegnamenti sullo sciacallo dorato e la sua costante guida, le Stazioni Forestali di Cervignano del Friuli, Gorizia e Duino per il loro fondamentale contributo e in particolare il maresciallo Marco Luca per il suo aiuto sul campo e la piacevole compagnia, Claudia Bazzo, Alvaro Comar e Luca De Ronch per le prime informazioni sull'arrivo del lupo nel basso corso del Torre, gli amici Claudio e Agnes dell'allevamento cinofilo Newstarwood per le indicazioni utili alla localizzazione di una delle due coppie di sciacalli, Renato Pontarini, per aver condiviso a distanza questo avventuroso percorso, Federica Fonda per il supporto bibliografico, Marco Candelotto, Davide Righetti, Francesco La Rocca, Marco Colombo per lo scambio di informazioni ed esperienze, gli amici di Therion Research Group per l'incoraggiamento, Paolo Taranto per il supporto tecnico, Serena Zilio per il supporto linguistico, Giacomo Cellini per la sua preziosa opera di divulgazione scientifica e infine la mia compagna Elena Marcuzzi, per l'incondizionato supporto e la pazienza infinita.

BIBLIOGRAFIA

ASDELL S.A., 1964. Patterns of mammalian reproduction. Cornell Univ. Press, Ithaca.

CARAVAGGI A., BANKS P.B., BURTON A.C., FINLAY C.M.V., HASWELL P.M., HAYWARD M.W., ROWCLIFFE M.J., WOOD M.D., 2017. A review of camera trapping for conservation behaviour research. *Remote Sens. Ecol. Conservat.*, 3 (2017), pp. 109-122.

DEMETER A., 1984. Recent records of rare or non-resident large carnivores in Hungary. *Vertebrata Hungarica*, 22: 69-71.

DEMETER A. & SPASSOV N., 1993. Canis aureus Linnaeus, 1758-Schakal, Goldschakal. In: STUBBE M. and KRAPP F. (eds). *Handbuch der Säugetiere Europas. Raubsäuger (Teil I)*, Aula-Verlag, Wiesbaden: 107-138.

FABBRI E., CANIGLIAR., GALOVA A., ARBANASIĆ H., LAPINI L., BOŠKOVIĆ I., FLORIJAČIĆ T., VLASSEVA A., AHMED A., MIRCHEV R.L., RANDI E., 2014. Genetic structure and expansion of golden jackals (*Canis aureus*) in the north-western distribution range (Croatia and eastern Italian Alps). *Conservation Genetics*, 15: 187-199.

FENTON S., MOORCROFT P. R., ČIROVIĆ D., LANSZKI J., HELTAI M., CAGNACCI F., BRECK S., BOGDANOVIĆ N., PANTELIC I., ÁCS K. & RANC N., 2021. Movement, space-use and resource preferences of European golden jackals in human-dominated landscapes: insights from a telemetry study. *Mammalian Biology*. doi: 10.1007/s42991-021-00109-2 handle: <http://hdl.handle.net/10449/67792>.

JAEGER M.M., HAQUE E., SULTANA P., BRUGGERS R.L., 2007. Daytime cover, diet and space-use of golden jackals (*Canis aureus*) in agro-ecosystems of Bangladesh. In: *Mammalia Volume 71*, Issue 1/2, 1–10.

GIANNATOS G., 2004. Conservation action plan for the golden jackal *Canis aureus* L. in Greece. *WWF Greece*: 1-47.

GIANNATOS G., MARINOS Y., MARAGOU P. & CATSADORAKIS G., 2005 - The status of the golden jackal (*Canis aureus*) in Greece. *Belgian Journal of Zoology*, 135: 145-149.

GOLANI I. & KELLER A., 1975. A longitudinal field study of the behaviour of a pair of golden jackal. In: Fox M.W. (Cur.), 1975. *The wild canids. Their systematics, behavioural ecology and evolution*. Van Nostrand Reinhold Comp., New York: 303-335.

HEPTNER, V. G. & NAUMOV, N. P., 1998. *Mammals of the Soviet Union Vol. II Part 1a, Sirenia and Carnivora (Sea cows; Wolves and Bears)*, Science Publishers, Inc. USA.: 129-164.

KOWALCZYK R., JEĐRZEJEWSKI B., ZALEWSKI A., JEĐRZEJEWSKI W., 2008. Facilitative interactions between the Eurasian badger (*Meles meles*), the red fox (*Vulpes vulpes*) and the invasive raccoon dog (*Nyctereutes procyonoides*) in Bialowieza Primeval Forest, Poland. *Can. J. Zool.*, 86:1389–1396.

KROFEL M., GIANNATOS G., ČIROVIĆ D., STOYANOV S., NEWSOME T. M., 2017. Golden jackal expansion in Europe: A case of mesopredator release triggered by continent-wide wolf persecution? *Hystrix*, 28 (1):1–7.

LANGE P.N.A.M.J.G., LELIEVELD G., DE KNEGT H.J., 2021. Diet composition of the golden jackal *Canis aureus* in south-east Europe – a review. *Mammal Rev*, 51 (2021): 207-213.

LAPINI L., PERCO FA., 1989. Lo sciacallo dorato (*Canis aureus* L.,1758), specie nuova per la fauna italiana (Mammalia, Carnivora, Canidae). *Gortania-Atti Museo Friul. Storia Nat.*, 10(88): 213-228.

LAPINI L., PERCO FA., BENUSSI E., 1993 - Nuovi dati sullo sciacallo dorato (*Canis aureus* L.,1758) in Italia (Mammalia, Carnivora, Canidae). *Gortania-Atti Museo Friul. Storia Nat.*, 14(92): 233- 240.

LAPINI L., 2003. *Canis aureus* (Linnaeus, 1758). In: BOITANI L., LOVARI S., VIGNA TAGLIANTI A., *Fauna d'Italia. Mammalia III. Carnivora-Artiodactyla*. Calderini (eds). pp. 47-58.

LAPINI L., CONTE D., ZUPAN M. & KOZLAN L., 2011. Italian jackals 1984-2011. An updated review (*Canis aureus*: Carnivora, Canidae). *Boll. Mus. Civ. St. Nat. Venezia*, 62 (2011): 219-232.

Lapini L., Dreon L., Caldana M. & Villa M., 2018. Distribuzione, espansione e problemi di conservazione di *Canis aureus* in Italia (Carnivora, Canidae). *Quaderni del Museo Civico di Storia Naturale di Ferrara*, 6 (2018) : 89-96.

LAPINI L., ZANETTI A., SALVELLI A., BRUGNOLIA., NONNIS MARZANO F., FERRAIS D. & MANCASSOLA M., 2021. Lo sciacallo dorato (*Canis aureus* Linnaeus, 1758) tra il Lago di Garda e la città di Verona (Carnivora: Canidae). *Memorie del Museo Civico di Storia Naturale di Verona – 2° Serie. Monografie Naturalistiche*, 6 (2021): 237-244.

LAPINI L., 2021. Lo sciacallo dorato (*Canis aureus*) in Italia: sintesi delle conoscenze aggiornata al 2021. *Habitatonline*, Aprile 2021. Link: <https://www.habitatonline.eu/2021/04/lo-sciacallo-dorato-canis-aureus-in-italia-sintesi-delle-conoscenze-aggiornata-al-2021/> (ultimo accesso: 01 giugno 2021).

MACDONALD, D.W. 1979. The Flexible Social System of the Golden Jackal, *Canis aureus*. *Behavioural Ecology and Socio-biology*, 5: 17- 38.

MORI E., MENCHETTI M., BALESTRIERI A. Interspecific den sharing: a study on European badger setts using camera traps, 2015. *Acta Ethol.* 2015; 18: 121–126.

PECORELLA S. & LAPIN L., 2014. Camera-trapping of the golden jackal (*Canis aureus* moreoticus): data from Italian Karst (north-eastern Italy, Gorizia Province). *Bollettino del Museo Civico di Storia Naturale di Venezia*, 65 (2014): 215-227.

PECORELLA S., 2021. Primo dato certo di cane procione (*Nyctereutes procyonoides* Gray, 1834) in Friuli-Venezia Giulia (Italia). *Fototrappolaggio Naturalistico*, Gennaio 2021 Link: www.fototrappolaggiounaturalistico.it/primo-dato-certo-di-cane-procione/ (ultimo accesso: 01 giugno 2021).

POTOČNIK H., POKORNY B., FLAJŠMAN K., KOS I., 2019. Evrazijski šakal. *Zlatorogova knjižnica*, 42, Lovska zveza Slovenije, Ljubljana.

ROVERO, F., & F. ZIMMERMANN, 2016. Camera trapping for wildlife research. Pelagic Publishing Ltd., UK.

SELIMOVIC A., SCHÖLL E.M., LARISSA BOSSELER L., HATLAUF J., 2021. Habitat use of golden jackals (*Canis aureus*) in riverine areas of northern Bosnia and Herzegovina. *European Journal of Wildlife Research*, (2021) 67: 14.

SHAMOON, H., SALTZ, D., DAYAN, T., 2017. Fine-scale temporal and spatial population fluctuations of medium sized carnivores in a Mediterranean agricultural matrix. *Landscape Ecol* 32:1243–1256 (2017). <https://doi.org/10.1007/s10980-017-0517-8>.

TORRETTA E., DONDINA O., DELFOCO C., RIBOLDI L., ORIOLI V., LAPINI L., MERIGGI, A., 2020. First assessment of habitat suitability and connectivity for the golden jackal in north-eastern Italy. *Mamm. Biol.* 100: 631–643, (2020). <https://doi.org/10.1007/s42991-020-00069-z>.

VASSILEV, S. & P. GENOV, 2002. On the reproduction of jackal (*Canis aureus* L.) in Bulgaria. *Acta Zoologica Bulgarica*. 54: 87-92.



Fig. 1 – 17 febbraio: una femmina di sciacallo dorato (a sinistra) e un maschio privo della coda (a destra) annusano una delle entrate del sistema di tane. In questo periodo le coppie in fase di accoppiamento selezionano il sito dove i cuccioli verranno alla luce. Il soggetto anuro non è più stato ripreso e in seguito le tane sono state occupate da una coppia diversa. Curiosamente, uno dei tre cuccioli di questa seconda coppia è anch'esso privo della coda.

Fig. 1 – February, 17th: a female golden jackal (on the left) and a tailless male (on the right) smell an entrance of the sett. During the mating period, pairs select the birth site for their pups. The anuran individual was no more recorded and the site was later occupied by a different pair. Curiously, one of the three pups of the second pair is tailless as well.



Fig. 2 – 28 aprile: la femmina trasporta tre cuccioli da una camera all'altra del sistema di tane, passando davanti a una fototrappola (a sinistra). Questo comportamento potrebbe essere dovuto alla proliferazione di parassiti specializzati all'interno della camera "nido". La coppia, infatti, dedicava parecchio tempo al *grooming*, in particolare la femmina (a destra).

Fig. 2 – April, 28th: the female transports three pups from a chamber of the sett to another, passing in front of a camera trap (on the left). This behaviour could have been caused by the proliferation of specialized parasites inside the nest chamber. As a matter of fact, the pair used to spent a lot of time grooming, especially the female (on the right).



Fig. 3 – 22 maggio: la femmina allatta i tre cuccioli subito fuori dalla tana (sulla sinistra); più tardi durante il giorno i cuccioli giocano, sorvegliati dal padre (sulla destra). In questo periodo il padre assume un ruolo molto attivo nelle cure parentali, ad esempio facendo giocare i cuccioli e ripulendo il loro mantello dai parassiti assieme alla femmina.

Fig. 3 – May, 22nd: the female feeds the three pups just outside of the den (on the left); later in the day the pups play, supervised by the father (on the right). In this period, the male has a very active role in the parental cares, for example by playing with the pups and helping the female remove parasites from their coat.



Fig. 4 – 6 maggio: il maschio fa ritorno alle tane e rigurgita del cibo per la femmina in allattamento (a sinistra). Poco dopo la femmina esce dalla tana e saluta il maschio guaendo, scondinzolando e leccandolo sul lato della bocca (a destra). Questa cerimonia di saluto è messa in atto dalla femmina ogni volta che il maschio fa ritorno alle tane con il cibo.

Fig. 4 – May, 6th: the male returns to the den and regurgitates some food for the nursing female (on the left). Shortly after the female comes out of the den and salutes the male by yelping, wagging her tail and licking on the side of his mouth (on the right). This salute ceremony is performed by the female every time the male returns to the den with food.

Atti Mus. Civ. St. Nat. Trieste	62	2021	261-264	X 2021	ISSN: 0335-1576
---------------------------------	----	------	---------	--------	-----------------

***BARLIA ROBERTIANA* (LOISEL.) GREUTER, PRESSO TRIESTE: SPECIE NUOVA PER IL FRIULI VENEZIA GIULIA (NE ITALY)**

NICOLA BRESSI

Museo Civico di Storia Naturale di Trieste, via Tominz 4, 34139, Italy

Riassunto – Si riporta la segnalazione di *Barlia robertiana* (Loisel.) Greuter presso Trieste. Specie nuova per la flora del Friuli Venezia Giulia, ulteriore risultato delle modificazioni alla biodiversità conseguenti all'inquinamento climatico antropico.

Parole chiave: *Barlia robertiana*, *Himantoglossum robertianum*, Trieste, inquinamento climatico.

Abstract – *Barlia robertiana* (Loisel.) Greuter has been found near Trieste and the finding represent a new species for the flora of Friuli Venezia Giulia, confirming the northern expansion of this Mediterranean orchid, due to our climatic pollution.

Key words: *Barlia robertiana*, *Himantoglossum robertianum*, Trieste, climatic pollution.

Nota Breve / Short Note

Barlia robertiana (Loisel.) Greuter è un'orchidea geofita ad areale tipicamente stedomediterraneo, ovvero “con areale limitato alle coste mediterranee: area dell'Oli-vo” (Actaplantarum, 2021), la cui distribuzione era nota per tutte le regioni italiane, ad esclusione di Valle d'Aosta, Trentino – Alto Adige e Friuli Venezia Giulia (Dryades, 2021).

Nel marzo del 2020, su una pagina Facebook di un gruppo locale di appassionati di natura del Carso, appare una foto di un'orchidea che, stando all'immagine postata, corrisponde a *Barlia robertiana* (Loisel.) Greuter. La persona che ha scattato la foto, contattata personalmente, ha preferito non essere citata e, dopo prime sommarie indicazioni, ha declinato l'invito ad accompagnare l'autore sul luogo del ritrovamento, temendo per l'incolumità della pianta ritrovata.

Per fortuna, la conoscenza del territorio locale, unita alle prime indicazioni ricevute ha permesso all'autore, l'11 marzo del 2021 di trovare un esemplare (Fig. 1) in fioritura di *Barlia robertiana* (Loisel.) Greuter. Presumibilmente lo stesso fotografato lo scorso anno dall'anonimo appassionato.

Per motivi di tutela non vengono fornite le coordinate precise. Pur non essendo la specie particolarmente minacciata (Rankou, 2011), la sua unicità a livello locale, e la bellezza della fioritura, richiedono delle precauzioni per tutela.



Fig. 1 – L'esemplare di *Barlia robertiana* (Loisel.) Greuter fotografato presso Trieste; 11.III.2021.

Fig. 1 – The specimen of *Barlia robertiana* (Loisel.) Greuter photographed near Trieste; 11.III.2021.



Fig. 2 – L'esemplare di *Barlia robertiana* (Loisel.) Greuter fotografato presso Trieste; 11.III.2021.

Fig. 2 – The specimen of *Barlia robertiana* (Loisel.) Greuter photographed near Trieste; 11.III.2021.

L'esemplare è stato osservato nel territorio del Comune di Trieste, ad un altitudine di 260 m sul livello del mare, su suolo calcareo del ciglione carsico affacciato sulla costa in un *Seslerio-Quercus pubescentis* (Poldini, 2009) convertito in prato da sfalcio con vecchio (almeno 60 anni) impianto di *Pinus nigra* J.F.Arnold. Il terreno è privato, anche se non recintato e non coltivato. Tuttavia mantenuto a prato. Visto lo sfalcio regolare, l'esemplare è stato recintato e segnalato (Fig. 2) a evitare danneggiamenti.

Barlia robertiana (Loisel.) Greuter. era già stata osservata sul vicino Carso Monfalconese il 9 aprile 2017 (Mattia Ustulin *in litt.*), mentre Dolinar (2017) segnala nello stesso anno il ritrovamento di un esemplare presso Vitovlje, poco oltre il confine di stato, nel vicino territorio della Repubblica di Slovenia.

Considerando nel complesso queste osservazioni, si ritiene che *Barlia robertiana* (Loisel.) Greuter possa essere considerata specie nuova nella flora della regione Friuli Venezia Giulia.

Con tutta probabilità, la mancanza di dati precedenti non è dovuta a difetto di ricerca, quanto a una recente espansione della specie verso nord dovuta all'inquinamento climatico di origine antropica che ha portato un notevole innalzamento delle temperature globali e locali in Friuli Venezia Giulia (Arpa Fvg, 2018).

Anche Perazza e Lorenz (2013) riportano questa specie come presente sino al 1995 solo nel microclima mediterraneo del Garda Bresciano; per poi essere ritrovata nel trevigiano nel 1996 e in espansione in molteplici località venete a partire dal 2002.

La presenza di *Barlia robertiana* (Loisel.) Greuter in Friuli Venezia Giulia e nella vicina Slovenia potrebbe quindi essere dovuta a questa recente e progressiva colonizzazione di habitat submediterranei verso nord, favorita dall'inquinamento climatico antropico.

Lavoro consegnato il 12/04/2021

RINGRAZIAMENTI

Si ringraziano per le informazioni, i suggerimenti e le revisioni critiche: Giorgio Perazza, Paul Tout, Mattia Ustulin, Andrea Colla e un osservatore anonimo per la prima osservazione.

BIBLIOGRAFIA

ACTAPLANTARUM - *Barlia robertiana* (Loisel.) Greuter. https://www.actaplantarum.org/flora/flora_info.php?id=508160 (consultato il 11.IV.2021).

ARPA FVG (a cura di), 2018 - Studio conoscitivo dei cambiamenti climatici e di alcuni loro impatti in Friuli Venezia Giulia. Regione Friuli Venezia Giulia. 342 pp..

DOLINAR B., 2017 - Orjaška smrdljiva kukavica - nova vrsta kukavičevke v Sloveniji. P. 20. In: Trdoživ: Bilten slovenskih terenskih biologov in ljubiteljev narave. Letnik VI, številka 1. 30 junij 2017. Ljubljana.

DRYADES - *Barlia robertiana* (Loisel.) Greuter. http://dryades.units.it/floritaly/index.php?procedure=taxon_page&tipo=all&id=8160 (consultato 11.IV.2021).

PERAZZA G. & LORENZ R., 2013 - Le orchidee dell'Italia nordorientale. Atlante corologico e guida al riconoscimento. Osiride. 448 pp..

POLDINI L., 2009 - La diversità vegetale del Carso fra Trieste e Gorizia. Edizioni Goliardiche. Trieste. 734 pp..

RANKOU, H. 2011 - *Himantoglossum robertianum*. In IUCN Red List of Threatened Species, Versione 2020.2, IUCN, 2020. <https://www.iucnredlist.org/species/175926/7145415> (consultato 11.IV.2021).

INDICE

Graziano CANCIAN, Damiano CANCIAN..... pag.	5
Alte concentrazioni di radon e di diossido di carbonio nella Caverna Generale Ricordi (Carso, Comune di Doberdò del Lago); risultato di un monitoraggio di 14 mesi	
Luigi CAPASSO pag.	33
Did post-Eocene Pycnodonts actually exist?	
Luigi CAPASSO, Amanda CANTRELL pag.	43
The Platysomiformes and the Origins of the Pycnodontiformes	
Amelio PEZZETTA, Mario PELLEGRINI pag.	63
Le <i>Orchidaceae</i> di Barrea (Provincia de L'Aquila e Parco Nazionale d'Abruzzo, Lazio e Molise)	
Amelio PEZZETTA pag.	85
Le <i>Orchidiaceae</i> del Comune di Grisignana-Grožnjan (Istria, Croazia)	
Ettore TOMASI..... pag.	109
Indagine cecidologica riguardante la Val Alba ed I suoi dintorni (Alpi Carniche, Italia, NE)	
Andrea DALL'ASTA pag.	229
Nicola BRESSI, Pierre-André CROCHET: <i>Telescopus gezirae</i> Broadley, 1994: A new Record Locality from Eritrea in the Herpetological Collection of the Trieste Natural History Museum	
Gianluca RASSATI..... pag.	235
Biennial Census of Horvat's Rock Lizard <i>Iberolacerta horvathi</i> in two Alpine Areas (North-Eastern Italy)	
Stefano PECORELLA pag.	247
Lo Sciacallo dorato europeo (<i>Canis aureus moreoticus</i>) in Friuli Venezia Giulia: osservazioni descrittive da Camera Trapping opportunistico nel periodo riproduttivo	
Nicola BRESSI pag.	261
<i>Barilia robertiana</i> (Loisel.) Greuter, presso Trieste: specie nuova per il Friuli Venezia Giulia (NE Italy)	

NORME PER GLI AUTORI

Gli Atti del Museo Civico di Storia Naturale di Trieste pubblicano studi, ricerche e osservazioni, sulla storia naturale e i rapporti con l'uomo, di specie, ambienti e ecosistemi; in modo particolare se presenti anche nella Venezia Giulia, nelle regioni nord-adriatiche o nelle collezioni e nelle attività dei Musei Scientifici Triestini. I lavori devono pervenire in formato Word o compatibile a: bibliotecamsn@comune.trieste.it (Atti del Museo Civico di Storia Naturale di Trieste, Via Tominz 4, I-34139, Trieste, Italia; tel +390406758227/665, fax +390406758230). Si raccomanda la stesura in lingua inglese o italiana, eccezionalmente possono essere stampati lavori in lingue diverse. La Direzione, sentiti i referee, si riserva le decisioni circa la pubblicazione dei lavori. La responsabilità scientifica dei lavori è degli Autori. Nel caso di correzioni numerose del testo originale, il costo relativo sarà a carico dell'Autore. Nel predisporre gli originali gli Autori devono attenersi a quanto segue: la prima pagina deve contenere, nell'ordine: Titolo del lavoro, scritto in maiuscolo e grassetto; Nome e cognome dell'Autore o degli Autori, scritto in maiuscolo e in tondo; I loro indirizzi, scritti in minuscolo e in tondo; Abstract e Key words (in English), con un massimo di 20 righe; deve iniziare con la traduzione in inglese del titolo originale; Riassunto breve e parole chiave (in italiano), con un massimo di 20 righe; Eventuale riassunto in una terza lingua; Testo.

TESTO: il testo deve essere suddiviso in sezioni sempre con titoli in grassetto e sottotitoli in tondo, numerati progressivamente con numeri arabi senza punto finale. Esempi:

1. – Premessa ; 2. – Materiali e metodi ; 3. – Risultati ; 3.1 – Alcune considerazioni sugli Hydroadephaga

FIGURE: Fotografie, grafici, disegni, diagrammi, tavole e tabelle sono considerati figure e vanno indicati progressivamente con i numeri arabi; nel testo i rimandi alle figure vanno indicati nel seguente modo:

Fig. 1, Fig. 2,Figg. 1-3 oppure (Fig. 1) ecc.

La loro posizione nel testo deve essere chiaramente indicata.

Le figure devono essere inviate in buona risoluzione, in formato "JPG", "TIF", "PNG" o compatibile, risoluzione minima 300 dpi con le dimensioni di stampa, e devono consentire eventuali riduzioni fino al formato di 117 x 180 mm, compresa la didascalia.

Didascalie e legende: devono essere riportate su fogli a parte, corredate da traduzione in inglese se il testo è in italiano, e di traduzione in italiano se il testo è in un'altra lingua .

CITAZIONI BIBLIOGRAFICHE: i rimandi alla bibliografia devono essere citati nel testo come negli esempi seguenti:

GRIDELLI (1927) oppure (GRIDELLI, 1927) ; (ZANINI, 1908, 1917; POLLI, ALBERTI, 1969; ABRAMI, 1972) ; VARONE *et al.*, 1922 oppure (VARONE *et al.*, 1992) (quando ci sono più di due Autori). In altre parti del testo (Riassunti, Abstracts, note a piè di pagina, didascalie di Figg.) i rimandi stessi vanno indicati con carattere maiuscolo.

BIBLIOGRAFIA: nella bibliografia i riferimenti devono essere riportati in ordine alfabetico per Autore. Il cognome e l'iniziale del nome dell'Autore sono da comporre con carattere maiuscolo. Più lavori dello stesso Autore devono seguire l'ordine cronologico e se pubblicati nello stesso anno, l'anno va contrassegnato con lettere in ordine alfabetico. Solo i titoli dei periodici e non quelli delle monografie vanno riportati in corsivo. Si vedano i seguenti esempi:

GARBINI A., 1919a - ..., GARBINI A., 1919b - ..., GARBINI A., 1919c - ...

HUXLEY A., 1972 – Piante perenni ed acquatiche. S.A.I.E., Torino. 420 pp.

MAGRINI P., VANNI S., 1992 – Un nuovo *Ocys* dell'Italia meridionale (Coleoptera, Carabidae). *Boll. Soc. ent. Ital., Genova.* 123 (3): 213-216, 1 fig.

NOTE: il testo può essere corredato di note a piè di pagina che devono essere numerate progressivamente.

BOZZE: le correzioni delle bozze di stampa dovranno essere effettuate entro 20 giorni dalla loro consegna.

COPIE: Ogni autore riceverà una copia del volume a stampa e il pdf del suo lavoro.

In presenza di più autori dovrà essere indicato un referente per il contatto con la redazione, assieme al recapito postale, e-mail e telefonico.

GUIDELINES FOR THE AUTHORS

The journal of the Trieste Natural History Civic Museum publishes studies, researches, notes and overviews about the natural history and the human dimension of species, ecosystems and environments; mostly concerning also the Venezia Giulia, the Northern Adriatic Regions or the collections and the activity of the Scientific Museums of Trieste. Manuscripts must be sent in Word or compatible to bibliotecamsn@comune.trieste.it (Atti del Museo Civico di Storia Naturale di Trieste, Via Tominz 4, I-34139, Trieste, Italia; tel +390406758227/665, fax +390406758230). The contributions should be written in English or Italian; exceptionally, works can be printed in different languages. The administration, after consulting the referees, reserves the decision about the publication of the works. The scientific responsibility of the works is of the Authors. In the case of numerous corrections to the text, the Authors will have to pay for extra cost. In preparing the originals, the Authors have to keep to what follows: The first page must be written as follow: Title of the work capitalized and bold; Name and surname of the Author or Authors capitalized and Roman; Their addresses small Roman; Abstract and key words (in English) up to a maximum of 20 lines; Possible summary in a third language; Text.

TEXT: the text can be subdivided in sections always with the titles in bold and subtitles in Roman, progressively numbered with Arabic numbers without full stop. Examples:

1. – Introduction ; 2. – Materials and methods ; 3. – Results ; 3.1 – some considerations on Hydroadephaga

FIGURES: Photographs, Charts, Drawings, Diagrams, Plates, Tables, Slides have to be considered as Figures and numbered progressively by Arabic numbers; in the text, the references marks to the figures have to be indicated as follows:

Fig. 1, Fig. 2,Fig. 1-3 or (Fig. 1) etc. The figures position in the text has to clearly indicated. Figures have to be sent in high quality “JPG”, “TIF”, “PNG” or compatible extension, minim 300 dpi with the print dimension, and have to enable reductions to 117 x 180 mm dimensions, captions included.

CAPTIONS AND KEYS: they have to be supplied on different pages, with English translation if the main text is in a different language. The captions have to be numbered with the indications concerning their positioning in the text.

BIBLIOGRAPHICAL REFERENCES: the reference marks to the bibliography have to be mentioned in the text as in following examples:

GRIDELLI (1927) or (GRIDELLI 1927); (ZANINI, 1908, 1017; POLLI, ALBERTI, 1969; ABRAMI, 1972); VARONE *et al.*, 1922 or (VARONE *et al.*, 1922) (when there are more than two authors).

In other parts of the text (summaries, abstracts, footnotes, captions) the same reference marks have to be indicated in capital letters.

BIBLIOGRAPHY: in the Bibliography reference marks have to be drawn in alphabetical order according to the author. The surname and the first letter of the name of the Author have to be in capital letters. More works by the same Author have to follow the chronological order and, if published in the same year, the year has to be marked with letters, in alphabetical order. Only the magazines titles have to be written in *italics*, and not the titles of the monographs. Please see the following examples:

GARBINI A., 1919a - ..., GARBINI A., 1919b - ..., GARBINI A., 1919c - ...

HUXLEY A., 1972 – Piante perenni ed acquatiche. S.A.I.E., Torino. 420 pp.

MAGRINI P., VANNI S., 1992 – Un nuovo *Ocys* dell'Italia meridionale (Coleoptera, Carabidae). *Boll. Soc. Ent. Ital., Genova* 123 (3): 213-216, 1 fig.

FOOTNOTES: the text can be completed with footnotes that have to be progressively numbered.

PROOFS: proofs have to be corrected and returned to the Editor within 20 days upon receipt.

COPIES: the Authors will receive 1 printed copy of the volume plus a pdf copy of their works.

In case of more than one Author, one person will be the main contact with the Editor (one address, e-mail and phone number must be indicated).



comune di trieste

ISSN: 0335-1576
COPIA OMAGGIO