

Comunidad de Madrid



MINISTERIO
PARA LA TRANSICIÓN ECOLÓGICA
Y EL RETO DEMOGRÁFICO



**Junta de
Castilla y León**

Consejería de Fomento y Medio Ambiente

PARQUE NACIONAL DE LA SIERRA DE GUADARRAMA

Estudio de los insectos coleópteros saproxílicos en diferentes estaciones con el fin de establecer indicadores de madurez a largo plazo, año 2019



SILCO SL
C/ Escalinata, 12B - 2ºD, esc. 3
Guadarrama (Madrid) 28440
TF.: 646 03 59 00 - 669 87 21 88

ÍNDICE

Introducción	3
Objetivo	4
Materiales	4
Metodología	6
Resultados	9
Análisis de las comunidades de insectos	21
Introducción	21
Metodología	23
Diversidad alfa	25
Diversidad beta	27
Curvas de rarefacción	32
Análisis multivariante	34
Propuesta de indicadores	36
Conclusiones	39
Bibliografía	41

ESTUDIO DE LOS INSECTOS COLEÓPTEROS SAPROXÍLICOS EN DIFERENTES ESTACIONES EN EL PARQUE NACIONAL DE LA SIERRA DE GUADARRAMA CON EL FIN DE ESTABLECER INDICADORES DE MADUREZ A LARGO PLAZO, AÑO 2019

Introducción

La Ley 7/2013 declara El Parque Nacional de la Sierra de Guadarrama como espacio natural en pleno Sistema Central. De las 33.960 ha que la componen, 21.714 ha pertenecen a la Comunidad Autónoma de Madrid y el resto a la provincia de Segovia, en la Comunidad de Castilla y León. En él está representada una amplia diversidad de hábitats naturales, que van desde los robledales hasta los pastizales de altura, incluyendo los pinares que se extienden en laderas y zonas altas. Este tipo de masas permiten la existencia de añosos ejemplares arbóreos, que juegan un papel importante en el mantenimiento de una elevada biodiversidad de insectos.

Una de las contribuciones más importantes de carbono que se hace a la naturaleza, es el aportado por la madera muerta presente en los ecosistemas forestales. A medida que ésta se descompone va devolviendo gradualmente al suelo los nutrientes, reponiendo su fertilidad. Esto influye sobre la vida salvaje, el almacenamiento de agua y la formación de suelo de los bosques. La descomposición de la madera está liderada por la actividad de hongos y otros microorganismos, pero es controlada por invertebrados conocidos como saproxílicos.

Son muchos los grupos de invertebrados en los que podemos encontrar especies saproxílicas: nematodos, moluscos gasterópodos, isópodos, miriápodos, arácnidos e insectos. Estos últimos son el grupo más abundante y diverso de los organismos saproxílicos y en especial los órdenes *Coleoptera* y *Diptera*. Los insectos saproxílicos representan un número muy elevado de los representantes de toda la fauna total de los insectos de un bosque. Sólo los coleópteros saproxílicos pueden suponer en torno a un 40% de todas las especies de artrópodos de un bosque y más del doble de las especies de vertebrados terrestres. Los coleópteros saproxílicos constituyen uno de los componentes más rico en especies y funcionalmente importante de los ecosistemas forestales. A la extensa diversidad taxonómica hay que añadir una gran diversidad ecológica, tanto por el microhábitat que ocupan como al grupo trófico al que pertenecen.

Dentro de los microhábitats que pueden ser utilizados por estos insectos y todos asociados a madera muerta, podrida y a los árboles añosos podemos distinguir la corteza, la madera viva, la madera muerta con su estructura íntegra o bien podrida o cariada, cavidades formadas en árboles vivos por acción de hongos lignícolas, hongos epicortícolas, o exudados de savia.

Los grupos tróficos a los que pueden pertenecer estos insectos son bastante diversos y algunas especies pueden presentar un régimen alimentario mixto:

- Xilófagos: se alimenta de madera todavía viva o muerta pero con su estructura íntegra.

- Saproxilófagos: Se alimenta de madera muerta previamente degradada o muy degradada por otros organismos precedentes.
- Micófagos: Se alimentan de hongos que se desarrollan en la madera.
- Detritípagos: Se alimentan de desechos orgánicos como cadáveres (necrópagos) o deyecciones y otros desechos (psicófagos) de saproxílicos.
- Opófagos: Se alimentan de savia que rezuman los árboles por sus heridas.
- Depredadores: Sus presas son otros coleópteros saproxílicos.

Estos dos factores, diversidad de microhábitat y régimen trófico, implican la existencia de una fauna de coleópteros saproxílicos que se va sucediendo a medida que se va descomponiendo la madera o va aumentando la edad de los árboles.

En la larga lista de coleópteros saproxílicos hay una gran proporción de especies raras y amenazadas por los que muchas de ellas están incluidas en las listas rojas de algunos países y protegidas por convenios internacionales. Esto se debe, principalmente, por la eliminación de madera muerta, al tipo de gestión de las masas forestales y la desaparición y/o fragmentación de los bosques maduros por la acción del hombre. Como resultado de esta acción antrópica, muchas especies han desaparecido de sus áreas originales a lo largo de la historia. Por eso la urgente necesidad de proteger los bosques mejor conservados y con elevada proporción de árboles añosos (bosques maduros), en ellos se encuentran los microhábitat necesarios para la supervivencia de estos organismos saproxílicos.

Es muy conveniente pues, realizar estudios sobre fauna de coleópteros saproxílicos de los bosques o de zonas forestales por varias razones. Estas especies son indicadoras ecológicas sensibles al manejo de las masas forestales, por lo que estos estudios pueden contribuir a desarrollar las prácticas forestales que mejor conserven a las especies saproxílicas amenazadas. Igualmente, los coleópteros saproxílicos, son bioindicadores de la calidad de los bosques lo que supone una útil herramienta a la hora de catalogar los espacios naturales de deben ser protegidos, además se pueden utilizar como posibles indicadores de zonas de alta biodiversidad.

Objetivo

El objetivo principal es obtener aquellos indicadores de madurez que puedan derivarse mediante el estudio de la composición de la fauna saproxílica, obtenido tras el muestreo a lo largo del tiempo de determinadas zonas con diferentes tipos de masa y gestión.

Materiales

Se van a utilizar dos modelos de trampa: Trampa de interceptación de vuelo o Crosstrap y trampa de suelo.

La trampa de interceptación está formada por dos bandas de PVC reforzado, sujetas mediante cuatro muelles a una tapa de polipropileno (lo que le proporciona resistencia a la rotura por viento) en su parte superior y a un embudo en la inferior. El embudo

vierte en un bote que se sujeta a rosca, en cuyo interior se reciben las capturas de insectos. Para evitar la pudrición de las muestras se realiza la captura con muerte, para lo cual el bote colector está cerrado y sólo posee un pequeño desagüe en la zona superior. En el interior del bote colector se coloca un líquido conservante de las muestras, mezclado con agua. A toda la estructura de la trampa se le aplica un producto deslizante para evitar huidas. Este dispositivo se denomina CROSSTRAP y lo comercializa la empresa SANIDAD AGRICOLA ECONEX, S.L. y se han utilizado tanto en su modelo original de 146 cm de longitud (Figura 2), como en su versión reducida, más corta pero con similar eficacia (Figura 1). El modelo original es de color negro, pero se ha instalado una versión con láminas amarillas en el bloque de trampas de la zona segoviana.

Se han utilizado atrayentes genéricos que pretenden imitar parte de los volátiles que emiten los árboles desde el inicio de su proceso de decaimiento:

- Etanol
- Alfa pineno
- Atrayente de *Ips sexdentatus* (ipsdienol y (S)-(+)-cis-verbenol)
- Mezcla de zumo de melocotón y vino tinto

Los tres primeros atrayentes se instalan en sus dispensadores comerciales, mientras que el último de ellos se hace en un dispensador construido con un tubo de plástico alargado, en cuyo tapón se realiza un orificio que se tapa con una malla mosquitera.



Figura 1. Trampa SSP_4



Figura 2. Crosstrap larga_BEL_1

Existe un importante e interesante grupo de coleópteros saproxílicos que tienen limitada o nula capacidad de vuelo, por lo que son eminentemente andadores o corredores. Para poder incluir estos insectos en el estudio se ha construido de forma artesanal trampas de suelo utilizando garrafas de agua de cinco litros de capacidad. Para conseguirlo se corta dicha garrafa en el comienzo del estrechamiento, tras lo cual se le da la vuelta, consiguiendo de esta forma una tapadera en forma de embudo que dificulta la huida de los insectos en ella atrapados. En el interior se coloca un vaso de plástico con líquido conservante mezclado con agua. Toda la estructura se entierra a ras de suelo, procurando que los bordes queden en buenas condiciones para dirigir la caída de los insectos a su interior (Figuras 3 y 4). Esta trampa no lleva atrayente de ningún tipo.

Para disuadir al ganado de pasar por encima de las trampas y las deteriore, se instalaron ramas secas alrededor de la misma.



Figura 3. Trampa de suelo BEL_2



Figura 4. Trampa de suelo: Vista cenital_USP_2

Como complemento del material necesario para la instalación de las trampas se han utilizado cuerdas, bridas y recipientes para la recolección de los insectos y su almacenaje hasta su procesado en laboratorio. Para esta última labor, se han usado botes tipo berlina con alcohol rebajado en su interior.

Metodología

Las trampas se han colocado en zonas abiertas como claros de masa o bordes de caminos. Estas zonas constituyen pasillos naturales de fauna entomológica, por lo que son las más propicias para obtener fructíferas capturas.

Se ha procedido a la instalación de dos puntos de muestreo por cada uno de los diferentes tipos de masa siguientes, estableciendo como especie hospedante de referencia la que es emblemática en el Parque Nacional, que es *Pinus sylvestris*. La selección de las parcelas a muestrear se realizará atendiendo a los siguientes criterios:

- El grado de madurez del bosque: Caracteriza los distintos tratamientos.
- Especie arbórea principal que domina la parcela elegida: *P. sylvestris*.
- Altitud: Ha de ser la misma en todos los casos.

Los tratamientos que han formado parte del diseño experimental han sido:

- Masas maduras naturales, sin aprovechamiento.
- Masas naturales, con aprovechamiento.
- Repoblados muy antiguos.
- Repoblados más modernos.

Todas estas zonas serán similares en cuanto a comunidad botánica, condiciones edáficas y altitud. Se seleccionarán todas estas tipologías, de modo que se dispondrá

de ocho puntos de muestreo (Figura 5) que constituirán dos repeticiones de cada uno de los cuatro tratamientos citados.

Las zonas seleccionadas son las siguientes:

COD	PARAJE	LOCALIDAD	PROVINCIA	TIPO
Bloque ubicado en Madrid				
SSP	Solana Siete Picos	Cercedilla	Madrid	Masa natural sin aprovechamiento
BEL	Cabezas de Hierro	Rascafría	Madrid	Masa natural con aprovechamiento
NAV_MAD	Puerto Navafría	Lozoya	Madrid	Repoblado adulto
MOR	Puerto Morcuera	Miraflores de la Sierra	Madrid	Repoblado joven
Bloque ubicado en Segovia				
USP	Umbria Siete Picos	Valsaín	Segovia	Masa natural sin aprovechamiento
NAVA	Pinar de Navafría	Torre Val de San Pedro	Segovia	Masa natural con aprovechamiento
MAJA	Majalperro	Basardilla	Segovia	Repoblado adulto
SAL	La Salceda	Torre Val de San Pedro	Segovia	Repoblado joven

Tratamientos empleados en el estudio comparativo

COD	LOCALIDAD	PROVINCIA	X_UTM	Y_UTM	ALTITUD
Bloque ubicado en Madrid					
SSP	Cercedilla	Madrid	410734	4515810	1836
BEL	Rascafría	Madrid	419787	4517854	1804
NAV_MAD	Lozoya	Madrid	432636	4537953	1810
MOR	Miraflores de la Sierra	Madrid	429947	4520163	1798
Bloque ubicado en Segovia					
USP	Valsaín	Segovia	410869	4516380	1799
NAVA	Torre Val de San Pedro	Segovia	427270	4541364	1896
MAJA	Basardilla	Segovia	422546	4535960	1684
SAL	Torre Val de San Pedro	Segovia	425263	4542754	1720

Coordenadas ETRS89, Huso 30N de las trampas instaladas

En cada punto de muestreo se han utilizado las trampas de interceptación de vuelo y trampas de caída citadas, así como otras técnicas de captura directa mediante recogida de insectos durante las revisiones de que han sido objeto estas trampas. Se han instalado tres trampas por unidad de muestreo, formadas por dos trampas aéreas (TIV) y su correspondiente de suelo (TC). Como ensayo, en todos los tratamientos de la zona segoviana se ha añadido una trampa de interceptación de vuelo con vanos amarillos para favorecer la captura de insectos florícolas.

Todos estos puntos de muestreo presentan similar altitud, con lo que se evita que este factor sea diferenciador en el número y calidad de las capturas.

Para la instalación de todas las trampas, el equipo de instalación fue acompañado por los Agentes Medioambientales de la zona, con lo que tuvieron conocimiento de los lugares de instalación, así como de la metodología y objetivos del estudio.

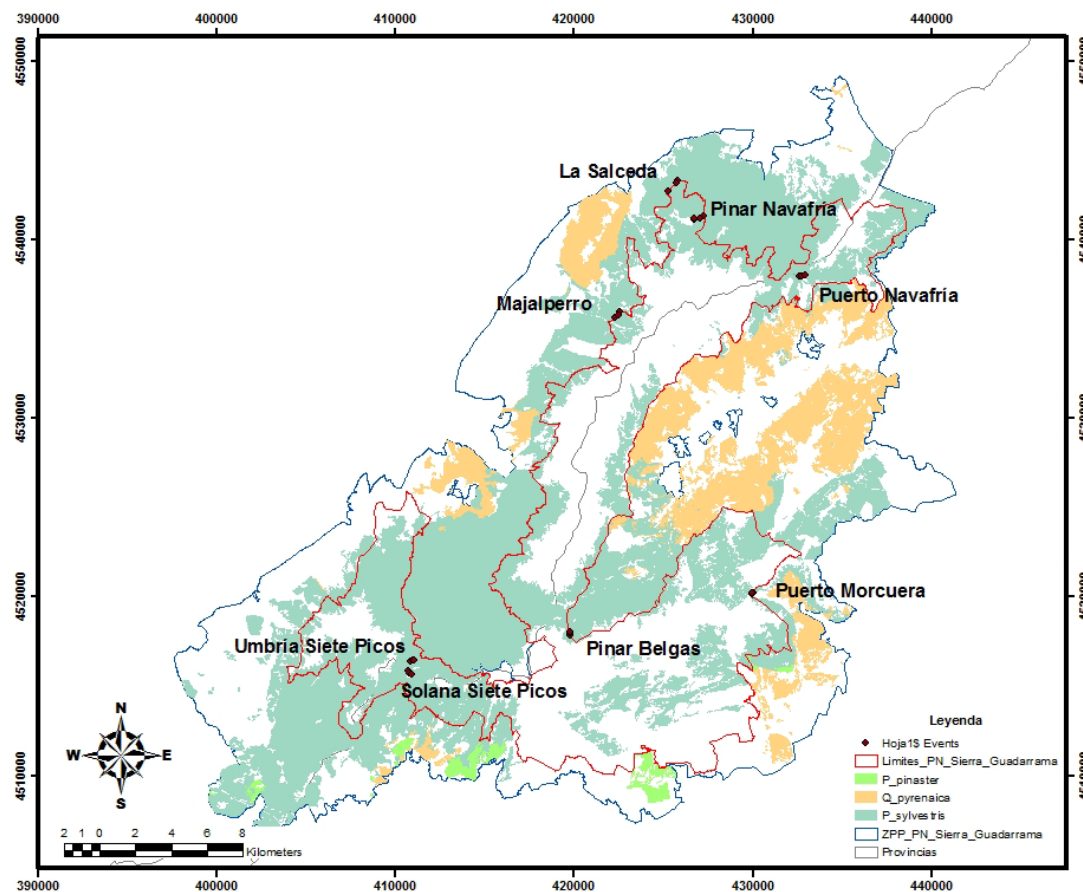


Figura 5. Localizaciones de los puntos de muestreo en el PNG 2019

En cada revisión se recoge la muestra del interior de los botes colectores de la trampa con ayuda de un colador y de un bote auxiliar. Las muestras son introducidas sin limpiar en botes más pequeños, donde se almacenan hasta su llegada a laboratorio. El trabajo de laboratorio consiste en:

- Recepción de las muestras.
- Procesado de las muestras, que comprende los siguientes apartados:
 - Limpieza de la muestra.
 - Separación de los insectos por órdenes.
 - Separación por familias e identificación a nivel específico de dichos tipos. Esta identificación será realizada en laboratorio debidamente equipado con material entomológico:
 - Lupa de aumentos mínimo hasta un 30x.
 - Pinzas entomológicas y material para extracción de genitales.
 - Tubos de ensayo para el almacenamiento de insectos de difícil identificación.
- Montaje de ejemplares de las especies de coleópteros más significativas.

- Lista de los coleópteros identificados con sus datos corológicos.
- Envío a especialistas de los especímenes no identificables por este equipo para su posterior inclusión en la lista.

Resultados

Se han determinado más de 300 especies de 47 familias diferentes. Algunas han de ser enviadas a especialistas para su determinación a nivel de especie, pero sí se han podido nombrar 232 especies (Tabla adjunta).

Código	Familia	Subfamilia/Tribu	Género/Subgénero/Especie/subespecie
Acaaed	Cerambycidae	Lamiinae/Acanthocinini	<i>Acanthocinus aedilis</i> (Linnaeus, 1758)
Acagri	Cerambycidae	Lamiinae/Acanthocinini	<i>Acanthocinus griseus</i> (Fabricius, 1792)
Acmfla	Buprestidae	Buprestinae/Acmaeoderini	<i>Acmaeoderella</i> (Carininota) <i>flavofasciata</i> (Piller & Mitterpacher, 1783)
Acmnig	Buprestidae	Buprestinae/Acmaeoderini	<i>Acmaeodera</i> (Palaeotethya) <i>nigellata</i> Abeille, 1904
Arcrar	Scarabaeidae	Aphodiinae/Aphodini	<i>Acrossus carpetanus</i> (Graells, 1847)
Adadec	Coccinellidae	Coccinellinae/Coccinellini	<i>Adalia</i> (Adalia) <i>decempunctata</i> (Linnaeus, 1758)
Adepop	Aderidae	Aderini	<i>Aderus populneus</i> (Creutzer, 1796)
Allqua	Cleridae	Clerinae	<i>Allonyx quadrimaculatus</i> (Schaller, 1783)
Ampaur	Elateridae	Elaterinae/Ampedini	<i>Ampedus</i> (Ampedus) <i>aurilegulus</i> (Schaufuss 1862)
Ampbal	Elateridae	Elaterinae/Ampedini	<i>Ampedus</i> (Ampedus) <i>balteatus</i> (Linnaeus 1758)
Ampmar	Nitidulidae	Nitidulinae	<i>Amphotis martini</i> Ch. Brisout, 1878
Amppin	Scarabaeidae	Melolonthinae/Melolonthini	<i>Amphimallon pini</i> (Olivier, 1789)
Anafla	Scaphitidae	Anaspidinae/Anaspidini	<i>Anaspis</i> (Nassipa) <i>c.f. flava</i> (Linnaeus, 1758)
Anaoce	Coccinellidae	Coccinellinae/Coccinellini	<i>Anatis ocellata</i> (Linnaeus, 1758)
Anaqua	Scaphitidae	Anaspidinae/Anaspidini	<i>Anaspis</i> (Silaria) <i>quadrimaculata</i> Gyllenhal, 1817
Anasan	Cerambycidae	Lepturinae/Lepturini	<i>Anastrangalia sanguinolenta</i> (Linnaeus, 1761)
Anatho	Scaphitidae	Anaspidinae/Anaspidini	<i>Anaspis</i> (Anaspis) <i>thoracica</i> (Linnaeus, 1758)
Aninig	Aderidae	Euglenesini	<i>Anidorus nigrinus</i> (Germar, 1842)
Anoste	Scarabaeidae	Geotrupinae/Geotrupini	<i>Anoplotrupes stercorosus</i> (Scriba, 1791)
Antcar	Buprestidae	Buprestinae/Buprestini	<i>Anthaxia</i> (Melanthaxia) <i>carmen</i> Obenberger, 1912
Antfas	Anthribidae	Anthribinae	<i>Anthribus fasciatus</i> Forster, 1770
Anthun	Buprestidae	Buprestinae/Buprestini	<i>Anthaxia</i> (Cratomerus) <i>hungarica</i> (Scopoli, 1772)
Antmar	Buprestidae	Buprestinae/Buprestini	<i>Anthaxia</i> (Anthaxia) <i>marmottani hispanica</i> Cobos, 1953
Antmen	Buprestidae	Buprestinae/Buprestini	<i>Anthaxia</i> (Anthaxia) <i>mendizabali</i> Cobos, 1965
Antmil	Buprestidae	Buprestinae/Buprestini	<i>Anthaxia</i> (Haplanthaxia) <i>millefolii polychloros</i> Abeille, 1894
Antnigri	Buprestidae	Buprestinae/Buprestini	<i>Anthaxia</i> (Melanthaxia) <i>nigritula</i> Ratzeburg 1837
Antrug	Buprestidae	Buprestinae/Buprestini	<i>Anthaxia</i> (Melanthaxia) <i>rugicollis</i> Lucas, 1846
Aphbon	Scarabaeidae	Aphodiinae/Aphodini	<i>Aphodius</i> (Agolius) <i>bonvouloiri</i> Harold, 1860
Aphcon	Scarabaeidae	Aphodiinae/Aphodini	<i>Aphodius</i> (Nimbus) <i>contaminatus</i> (Herbst, 1783)
Aphpay	Scarabaeidae	Aphodiinae/Aphodini	<i>Aphodius</i> (Chilothorax) <i>paykulli</i> Bedel, 1907
Aplcon	Melyridae	Rhadalinae	<i>Aplocnemus</i> (Aplocnemus) <i>consobrinus</i> (Rosenhauer, 1856)
Aplnig	Melyridae	Rhadalinae	<i>Aplocnemus</i> (Aplocnemus) <i>nigricornis</i> (Fabricius, 1792)
Arhrus	Cerambycidae	Spondylidinae/Asemini	<i>Arhopalus rusticus</i> (Linnaeus, 1758)
Asestr	Cerambycidae	Spondylidinae/Asemini	<i>Aseum striatum</i> (Linnaeus 1758)

Código	Familia	Subfamilia/Tribu	Género/Subgénero/Especie/subespecie
Attana	Melyridae	Malachiinae	<i>Attalus (Abrinus) analis</i> (Panzer, 1796)
Attri	Dermostidae	Attageninae	<i>Attagenus (Lanorus) trifasciatus</i> (Fabricius, 1787)
Attvar	Melyridae	Malachiinae	<i>Attalus (Antholius) varitarsis</i> (Kraatz, 1862)
Aulruf	Zopheridae	Colydinae	<i>Aulonium ruficorne</i> (Olivier, 1790)
Benalt	Lycidae	-	<i>Benibotarus (Benibotarus) alternatus</i> (Fairmaire, 1856)
Botbip	Bothrideridae	-	<i>Bothrideres bipunctatus</i> (Gmelin, 1790)
Bovung	Cantharidae	Cantharinae/Cantharini	<i>Boveycantharis unguiculata</i> (Baudi, 1871)
Brainc	Curculionidae	Entiminae/Brachyderini	<i>Brachyderes (Brachyderes) incanus</i> (Linnaeus, 1758)
Bralus	Curculionidae	Entiminae/Brachyderini	<i>Brachyderes (Brachylophus) lusitanicus</i> (Fabricius, 1781)
Brapin	Curculionidae	Curculioninae/Anthonomini	<i>Brachonyx pineti</i> Paykull, 1792
Brapub	Curculionidae	Entiminae/Brachyderini	<i>Brachyderes (Brachyderes) pubescens</i> Boheman, 1833
Buphae	Buprestidae	Buprestinae/Buprestini	<i>Buprestis (Buprestis) haemorrhoidalis</i> Herbst, 1780
Bupnov	Buprestidae	Buprestinae/Buprestini	<i>Buprestis (Buprestis) novemmaculata</i> Linnaeus, 1767
Bupoct	Buprestidae	Buprestinae/Buprestini	<i>Buprestis (Buprestis) octoguttata</i> Linnaeus, 1758
Byrfas	Byrrhidae	Byrrhinae	<i>Byrrhus (Byrrhus) fasciatus</i> (Forster, 1771)
Calcir	Chrysomelidae	Galerucinae	<i>Calomicrus circumfusus</i> (Marsham, 1802)
Calfus	Carabidae	Platyninae/Sphodrini	<i>Calathus (Calathus) fuscipes punctipennis</i> Germar, 1823
Calgra	Carabidae	Platyninae/Sphodrini	<i>Calathus (subg. incierto) granatensis</i> Vuillefroy, 1866
Calhis	Carabidae	Platyninae/Sphodrini	<i>Calathus (Calathus) hispanicus hispanicus</i> Gautier des Cottés, 1866
Calspi	Carabidae	Lebiinae/Dromiini	<i>Calodromius spilotus</i> (Illiger, 1798)
Cancry	Cantharidae	Cantharinae/Cantharini	<i>Cantharis (Cantharis) cryptica</i> Ashe, 1947
Canxan	Cantharidae	Cantharinae/Cantharini	<i>Cantharis (Cantharis) xanthopora</i> Kiesenwetter 1860
Carbip	Nitidulidae	Carpophilinae/Carpophilini	<i>Carpophilus bipustulatus</i> (Heer 1841)
Carcas	Elateridae	Cardiophorinae/Cardiophorini	<i>Cardiophorus (Cardiophorus) castillanus</i> Buysson 1901
Carghi	Carabidae	Carabinae/Carabini	<i>Carabus (Oreocarabus) ghilianii ghilianii</i> Laferté, 1874
Cargua	Carabidae	Carabinae/Carabini	<i>Carabus (Oreocarabus) guadarriamus</i> Laferté, 1847
Carlus	Carabidae	Carabinae/Carabini	<i>Carabus (Mesocarabus) lusitanicus</i> Fabricius, 1810
Carqua	Nitidulidae	Carpophilinae/Carpophilini	<i>Carpophilus quadrisignatus</i> Erichson, 1843
Carsig	Elateridae	Cardiophorinae/Cardiophorini	<i>Cardiophorus (Cardiophorus) signatus</i> (Olivier, 1790)
Cerfer	Cerylonidae	Ceryloninae	<i>Cerylon ferrugineum</i> Stephens 1830
Chahor	Chrysomelidae	Alticinae	<i>Chaetocnema hortensis</i> (Fourcroy, 1785)
Chamar	Buprestidae	Buprestinae/Chalcophorini	<i>Chalcophora mariana massiliensis</i> (Villers, 1789)
Chltri	Cerambycidae	Cerambycinae/Clytini	<i>Chlorophorus trifasciatus</i> (Fabricius, 1781)
Cimatt	Nemonychidae	Cimberidinae/Cimberidini	<i>Cimberis attelaboides</i> (Fabricius 1787)
Clemut	Cleridae	Clerinae	<i>Clerus mutillarius</i> Fabricius, 1775
Clyari	Cerambycidae	Cerambycinae/Clytini	<i>Clytus arietis</i> (Linnaeus, 1758)
Cocsep	Coccinellidae	Coccinellinae/Coccinellini	<i>Coccinella (Coccinella) septempunctata</i> Linnaeus, 1758
Corfra	Tenebrionidae	Diaperinae/Hypophlaeini	<i>Corticeus (Corticeus) fraxini</i> (Kugelann, 1794)
Corlin	Tenebrionidae	Diaperinae/Hypophlaeini	<i>Corticeus (Corticeus) linearis</i> (Fabricius, 1790)
Corlon	Tenebrionidae	Diaperinae/Hypophlaeini	<i>Corticeus (Corticeus) longulus</i> (Gyllenhal, 1827)
Corpin	Tenebrionidae	Diaperinae/Hypophlaeini	<i>Corticeus (Corticeus) pini</i> (Panzer, 1799)
Cistr	Cerambycidae	Lepturinae/Lepturini	<i>Cribroleptura stragulata</i> (Germar, 1824)
Cryfer	Laemophloeidae	-	<i>Cryptolestes ferrugineus</i> (Stephens, 1831)
Crymed	Curculionidae	Scolytinae/Crypturgini	<i>Crypturgus mediterraneus</i> Eichhoff, 1871
Crynem	Carabidae	Pterostichinae/Pterostichini	<i>Cryobius nemoralis nemoralis</i> (Graells, 1851)

Código	Familia	Subfamilia/Tribu	Género/Subgénero/Especie/subespecie
Crypin	Chrysomelidae	Cryptocephalinae/Cryptocephalini	<i>Cryptocephalus (Disopus) pini</i> (Linnaeus, 1758)
Cteser	Dermostidae	Megatominae/Megatomini	<i>Ctesias serra</i> (Fabricius, 1792)
Cylelo	Histeridae	Histerinae/Platysomatini	<i>Cylister elongatus</i> (Thunberg 1787)
Cylfil	Histeridae	Histerinae/Platysomatini	<i>Cylister filiformis</i> (Erichson, 1834)
Cymaxi	Carabidae	Lebiinae/Lebiini	<i>Cymindis (Cymindis) axilaris iberica</i> Jeanne, 1985
Cymcoa	Carabidae	Lebiinae/Lebiini	<i>Cymindis (Cymindis) coadunata monticola</i> Chevrolat, 1866
Cymmil	Carabidae	Lebiinae/Lebiini	<i>Cymindis (Menas) miliaris</i> (Fabricius 1801)
Dacbip	Erotylidae	Dacninae	<i>Dacne (Dacne) bipustulata</i> (Thunberg, 1781)
Daster	Melyridae	Dasytinae	<i>Dasytes (Dasytes) terminalis</i> Jacquelin Du Val, 1861
Dencas	Tenebrionidae	Tenebrioninae/Pedinini	<i>Dendarus (Dendarus) castilianus</i> Piochard de la Brûlerie, 1869
Dimdim	Elateridae	Dendrometrinae/ Dendrometrini	<i>Dima (Celox) dima</i> (Schaufuss, 1862)
Diorub	Coccinellidae	Scymninae/Diomini	<i>Diomus rubidus</i> (Motschulsky, 1837)
Dondau	Curculionidae	Hyperinae/Hyperini	<i>Donus (Antidonus) dauci</i> Olivier, 1807
Droagi	Carabidae	Lebiinae/Dromiini	<i>Dromius (Dromius) agilis</i> (Fabricius 1787)
Endten	Anthicidae	Anthicinae/Endomiini	<i>Endomia tenuicollis</i> (Rossi, 1792)
Enitra	Latridiidae	Latridiinae	<i>Enicmus transversus</i> (Olivier, 1790)
Epubor	Nitidulidae	Epuraeinae	<i>Epuraea boreella</i> (Zetterstedt, 1828)
Epugut	Nitidulidae	Epuraeinae	<i>Epuraea guttata</i> (Olivier, 1811)
Ergfab	Cerambycidae	Prioninae/Callipogonini	<i>Ergates faber</i> (Linnaeus, 1761)
Ernnig	Ptinidae	Anobiinae/Ernobiini	<i>Ernobius nigrinus</i> (Sturm 1837)
Euoful	Scarabaeidae	Scarabaeinae/Oniticellini	<i>Euoniticellus fulvus</i> (Goeze, 1777)
Exoqua	Coccinellidae	Chilocorinae/Chilocorini	<i>Exochromus quadripustulatus</i> (Linnaeus, 1758)
Glamar	Cerambycidae	Cerambycinae/Molorchini	<i>Glaphyra marmottani</i> (Brisout, 1863)
Gliqua	Nitidulidae	Cryptarchinae	<i>Glischrochilus quadripunctatus</i> (Linnaeus, 1758)
Glosul	Dermostidae	Megatominae/Megatomini	<i>Globicornis (Hadrotoma) sulcata</i> (Brisout de Barneville, 1866)
Gnamat	Curculionidae	Scolytinae/Cortylini	<i>Gnathotrichus materiarius</i> (Fitch, 1858)
Gnanan	Histeridae	Saprininae	<i>Gnathoncus nannetensis</i> (Marseul, 1862)
Halsed	Coccinellidae	Coccinellinae/Halyziini	<i>Halyzia sedecimguttata</i> (Linnaeus, 1758)
Harqua	Coccinellidae	Coccinellinae/Coccinellini	<i>Harmonia quadripunctata</i> (Pontoppidan, 1763)
Harruf	Carabidae	Harpalinae/Harpalini	<i>Harpalus (Harpalus) rufipalpis</i> Sturm, 1818
Helibe	Tenebrionidae	Tenebrioninae/Dendarini	<i>Heliopates ibericus</i> Mulsant & Rey, 1854
Hipvar	Coccinellidae	Coccinellinae/Coccinellini	<i>Hippodamia (Adonia) variegata</i> (Goeze, 1777)
Hirqua	Anthicidae	Anthicinae/Anthicini	<i>Hirticomus quadriguttatus</i> (Rossi, 1792)
Hiscap	Histeridae	Histerinae/Histerini	<i>Hister capsirensis</i> Auzat, 1922
Hylabi	Curculionidae	Molytinae/Hylobiini	<i>Hylobius (Callirus) abietis</i> (Linnaeus, 1758)
Hylate	Curculionidae	Scolytinae/Hylastini	<i>Hylastes ater</i> (Paykull, 1800)
Hylatt	Curculionidae	Scolytinae/Hylastini	<i>Hylastes attenuatus</i> Erichson, 1836
Hyllig	Curculionidae	Scolytinae/Tomicini	<i>Hylurgus ligniperda</i> (Fabricius, 1787)
Hylpal	Curculionidae	Scolytinae/Hylastini	<i>Hylurgops palliatus</i> (Gyllenhal, 1813)
Ipsacu	Curculionidae	Scolytinae/Ipini	<i>Ips acuminatus</i> (Gyllenhal, 1827)
Ipssex	Curculionidae	Scolytinae/Ipini	<i>Ips sexdentatus</i> Börner, 1776
Isoict	Tenebrionidae	Alleculinae/Alleculini	<i>Isomira (Isomira) icteropa</i> (Küster, 1852)
Lablus	Chrysomelidae	Clytrinae/Clytrini	<i>Labidostomis (Labidostomis) lusitanica</i> (Germar, 1824)
Laepin	Carabidae	Platyninae/Sphodrini	<i>Laemostenus (Eucryptotrichus) pinicola</i> (Graells, 1851)
Laghir	Tenebrionidae	Lagriinae/Lagriini	<i>Lagria (Lagria) hirta</i> (Linnaeus, 1758)

Código	Familia	Subfamilia/Tribu	Género/Subgénero/Especie/subespecie
Laglat	Tenebrionidae	Lagriinae	<i>Lagria (Lagria) lata</i> Fabricius, 1801
Lamkra	Tenebrionidae	Diaperinae/Crypticini	<i>Lamprocrypticus kraatzii</i> (C. Brisout de Barneville, 1866)
Lebtri	Carabidae	Lebiinae/Lebiini	<i>Lebia (Lebia) trimaculata</i> (Villiers, 1789)
Leicon	Carabidae	Nebriinae/Nebriini	<i>Leistus (Leistus) constrictus</i> Schaufuss, 1862
Litcon	Mycetophagidae	Mycetophaginae/Mycetophagini	<i>Litargus (Litargus) connexus</i> (Fourcroy, 1785)
Lobaen	Prionoceridae	-	<i>Lobonyx aeneus</i> (Fabricius, 1787)
Lonaen	Chrysomelidae	Alticinae	<i>Longitarsus aeneicollis</i> (Faldermann, 1837)
Lonlur	Chrysomelidae	Alticinae	<i>Longitarsus luridus</i> (Scopoli, 1763)
Lonoch	Chrysomelidae	Alticinae	<i>Longitarsus ochroleucus</i> (Marsham, 1802)
Lytves	Meloidae	Meloinae/Lyttini	<i>Lytta (Lytta) vesicatoria</i> (Linnaeus, 1758)
Magdup	Curculionidae	Mesoptiliinae/Magdalidini	<i>Magdalis (Magdalis) duplicata</i> Germar, 1819
Maglin	Curculionidae	Mesoptiliinae/Magdalidini	<i>Magdalis (Magdalis) linearis</i> Gyllenhal, 1827
Magmem	Curculionidae	Mesoptiliinae/Magdalidini	<i>Magdalis (Magdalis) memnonia</i> (Gyllenhal, 1837)
Magphl	Curculionidae	Mesoptiliinae/Magdalidini	<i>Magdalis (Magdalis) phlegmatica</i> (Herbst, 1797)
Magruf	Curculionidae	Mesoptiliinae/Magdalidini	<i>Magdalis (Magdalis) rufa</i> Germar, 1824
Magvio	Curculionidae	Mesoptiliinae/Magdalidini	<i>Magdalis (Magdalis) violacea</i> (Linnaeus, 1758)
Mallus	Melyridae	Malachiinae	<i>Malachius lusitanicus</i> Erichson, 1840
Mauele	Melyridae	Danaceinae/Amauronioidini	<i>Mauroania elegans</i> (Kiesenwetter, 1867)
Megund	Dermestidae	Megatominae/Megatomini	<i>Megatoma (Megatoma) undata</i> (Linnaeus 1758)
Melvil	Elateridae	Melanotinae	<i>Melanotus villosus</i> (Geoffroy 1785)
Micabe	Carabidae	Lebiinae/Lebiini	<i>Microlestes abeillei abeillei</i> Brisout de Barneville, 1885
Micneg	Carabidae	Lebiinae/Lebiini	<i>Microlestes negrita</i> Wollaston, 1854
Missca	Tenebrionidae	Stenochiinae/Cnodalonini	<i>Misolampus scabricollis</i> Graells, 1849
Moggeo	Curculionidae	Ceutorhynchinae	<i>Mogulones geographicus</i> Goeze, 1777
Mongal	Cerambycidae	Lamiinae/Monochamini	<i>Monochamus galloprovincialis galloprovincialis</i> (Olivier, 1795)
Mycqua	Mycetophagidae	Mycetophaginae/Mycetophagini	<i>Mycetophagus (Mycetophagus) quadripustulatus</i> (Linnaeus 1761)
Mylhie	Meloidae	Meloinae/Mylabrini	<i>Mylabris (Mesosulcata) hieracii</i> Graells 1849
Mylqua	Meloidae	Meloinae/Mylabrini	<i>Mylabris (Mylabris) quadripunctata</i> (Linnaeus, 1767)
Mylsob	Meloidae	Meloinae/Mylabrini	<i>Mylabris (Micrabris) sobrina</i> Graells, 1849
Nallae	Tenebrionidae	Tenebrioninae/Helopini	<i>Nalassus laevioctostriatus</i> (Goeze, 1777)
Nemelo	Trogossitidae	Trogossitinae	<i>Nemozoma elongatum</i> (Linnaeus, 1761)
Neobl	Coccinellidae	Coccinellinae/Coccinellini	<i>Neomysia oblongoguttata</i> (Linnaeus 1758)
Nicint	Silphidae	Nicrophorinae	<i>Nicrophorus interruptus</i> Stephens, 1830
Novcru	Coccinellidae	Ortaliinae/Noviini	<i>Novius cruentatus</i> (Mulsant, 1846)
Nycrei	Lampyridae	Lampyrini	<i>Nyctophila reichii</i> (Jacquelin du Val, 1859)
Oliaen	Phalacridae	Phalacrinae/Phalacrini	<i>Olibrus aenescens</i> Küster, 1852
Oliaff	Phalacridae	Phalacrinae/Phalacrini	<i>Olibrus affinis</i> (Sturm, 1807)
Ontfra	Scarabaeidae	Scarabaeinae/Onthophagini	<i>Onthophagus (Palaeonthophagus) fracticornis</i> (Preyssler, 1790)
Ortero	Curculionidae	Scolytinae/Ipini	<i>Orthotomicus erosus</i> (Wollaston, 1857)
Ortlar	Curculionidae	Scolytinae/Ipini	<i>Orthotomicus laricis</i> (Fabricius, 1792)
Ortton	Curculionidae	Scolytinae/Ipini	<i>Orthotomicus longicollis</i> (Gyllenhal, 1827)
Parpar	Histeridae	Dendrophilinae/Paromalini	<i>Paromalus (Paromalus) parallelepipedus</i> (Herbst, 1792)
Phacya	Buprestidae	Buprestinae/Buprestini	<i>Phaenops cyanea</i> (Fabricius, 1775)
Phyfov	Tenebrionidae	Tenebrioninae/Pedinini	<i>Phylan (Phylan) foveipennis</i> (Mulsant & Rey, 1854)
Phynig	Chrysomelidae	Alticinae	<i>Phyllotreta nigripes</i> (Fabricius, 1775)

Código	Familia	Subfamilia/Tribu	Género/Subgénero/Especie/subespecie
Piscas	Curculionidae	Molytinae/Pissodini	<i>Pissodes castaneus</i> (De Geer, 1775)
Pitbid	Curculionidae	Scolytinae/Ipini	<i>Pityogenes bidentatus</i> Herbst, 1784
Pitbuy	Curculionidae	Scolytinae/Cortylini	<i>Pityophthorus buyssoni</i> Reitter, 1901
Pitcal	Curculionidae	Scolytinae/Ipini	<i>Pityogenes calcaratus</i> Eichhoff, 1878
Pitfer	Nitidulidae	Cryptarchinae	<i>Pityophagus ferrugineus</i> (Linnaeus, 1758)
Pitqua	Curculionidae	Scolytinae/Ipini	<i>Pityogenes quadridens</i> Hartig, 1834
Pittre	Curculionidae	Scolytinae/Ipini	<i>Pityogenes trepanatus</i> (Nordlinger, 1848)
Plaarc	Cerambycidae	Cerambycinae/Clytini	<i>Plagionotus arcuatus</i> (Linnaeus, 1758)
Placom	Histeridae	Dendrophilinae	<i>Platylomalus complanatus</i> (Panzer, 1797)
Plaspi	Lucanidae	Lucaninae/Platycerini	<i>Platycerus spinifer</i> Schaufuss, L. W., 1862
Plecae	Scarabaeidae	Aphodiinae/Psammodiini	<i>Pleurophorus caesus</i> (Panzer, 1796)
Plesau	Histeridae	Abraeinae/Plegaderini	<i>Plegaderus</i> (<i>Plegaderus</i>) <i>saucius</i> Erichson, 1834
Pogdec	Cerambycidae	Lamiinae/Pogonicherini	<i>Pogonocherus decoratus</i> Fairmaire, 1855
Pogfas	Cerambycidae	Lamiinae/Pogonicherini	<i>Pogonocherus fasciculatus</i> (DeGeer, 1775)
Pricor	Cerambycidae	Prioninae/Prionini	<i>Prionus</i> (<i>Prionus</i>) <i>coriarius</i> (Linnaeus 1758)
Promor	Scarabaeidae	Cetoniinae/Cetoniini	<i>Protaetia</i> (<i>Netocia</i>) <i>morio</i> (Fabricius, 1781)
Proobl	Scarabaeidae	Cetoniinae/Cetoniini	<i>Protaetia</i> (<i>Netocia</i>) <i>oblonga</i> (Gory & Percheron, 1833)
Psycup	Chrysomelidae	Alticinae	<i>Psylliodes cupreus</i> (Koch 1803)
Ptidub	Ptinidae	Ptininae/Ptinini	<i>Ptinus</i> (<i>Gynopterus</i>) <i>dubius</i> Sturm, 1837
Pytdep	Pythidae	Pythinae	<i>Pytho depressus</i> (Linnaeus, 1767)
Rhabif	Cerambycidae	Lepturinae/Rhagiini	<i>Rhagium</i> (<i>Hagrium</i>) <i>bifasciatum</i> Fabricius, 1775
Rhainq	Cerambycidae	Lepturinae/Rhagiini	<i>Rhagium</i> (<i>Rhagium</i>) <i>inquisitor</i> Linnaeus, 1758
Rhidep	Monotomidae	Rhizophaginae	<i>Rhizophagus</i> (<i>Eurhizophagus</i>) <i>depressus</i> (Fabricius, 1792)
Rhifer	Monotomidae	Rhizophaginae	<i>Rhizophagus</i> (<i>Rhizophagus</i>) <i>ferrugineus</i> (Paykull, 1800)
Rhimas	Scarabaeidae	Melolonthinae/Melolonthini	<i>Rhizotrogus mascarauxi</i> Desbrochers des Loges, 1896
Rhineg	Scarabaeidae	Melolonthinae/Melolonthini	<i>Rhizotrogus neglectus</i> Pérez Arcas, 1865
Rhychr	Coccinellidae	Coccidulinae/Coccidulini	<i>Rhyzobius chrysomeloides</i> (Herbst, 1792)
Rhyphil	Curculionidae	Curculioninae/Rhamphini	<i>Rhynchaenus pilosus</i> (Fabricius, 1781),
Rhyscu	Curculionidae	Cossoninae/Rhyncolini	<i>Rhyncolus</i> (<i>Rhyncolus</i>) <i>sculpturatus</i> Waltl, 1839
Ruspar	Melandryidae	Melandryinae/Xylitini	<i>Rushia parreyssi</i> (Mulsant, 1856)
Salpla	Salpingidae	Salpinginae	<i>Salpingus planirostris</i> (Fabricius, 1787)
Sapaen	Histeridae	Saprininae	<i>Saprinus</i> (<i>Saprinus</i>) <i>aeneus</i> (Fabricius, 1775)
Sapimm	Histeridae	Saprininae	<i>Saprinus</i> (<i>Saprinus</i>) <i>immundus</i> (Gyllenhal, 1827)
Scrfus	Scaptidae	Scaptiinae/Scaptiini	<i>Scaptia fuscula</i> Müller, 1821
Scymar	Coccinellidae	Scymninae/Scymnini	<i>Scymnus</i> (<i>Mimopullus</i>) <i>marinus</i> (Mulsant, 1850)
Sorgri	Nitidulidae	Nitidulinae	<i>Soronia grisea</i> (Linnaeus, 1758)
Speang	Leiodidae	Cholevinae-Anemadini	<i>Speonemadus angusticollis</i> (Kraatz, 1870)
Sphcas	Salpingidae	Salpinginae	<i>Sphaeriestes</i> (<i>Sphaeriestes</i>) <i>castaneus</i> (Panzer, 1796)
Sphsca	Hydrophilidae	Sphaeridiinae/Sphaeridiini	<i>Sphaeridium scarabaeoides</i> (Linnaeus, 1758)
Spobup	Cerambycidae	Spondylidinae/Asemmini	<i>Spondylis buprestoides</i> (Linnaeus, 1758)
Stapil	Ptinidae	Anobiinae/Dorcatomini	<i>Stagetus pilula</i> (Aube, 1861)
Steghi	Carabidae	Pterostichinae/Pterostichini	<i>Stenagostus laufferi</i> Reitter 1904
Stelau	Elateridae	Dendrometrinae/Dendrometrini	<i>Steropus</i> (<i>Iberocorax</i>) <i>ghilianii</i> (Putzeys 1846)
Synfov	Carabidae	Lebiinae/Lebiini	<i>Syntomus foveatus</i> (Geoffroy, 1795)
Syntru	Carabidae	Lebiinae/Lebiini	<i>Syntomus truncatellus</i> (Linnaeus, 1761)

Código	Familia	Subfamilia/Tribu	Género/Subgénero/Especie/subespecie
Tacnan	Carabidae	Trechinae/Bembidiini	<i>Tachyta (Tachyta) nana</i> (Gyllenhal, 1810)
Temcoe	Trogossitidae	Trogositinae	<i>Temnoschelia coerulea</i> (Olivier, 1790)
Terpar	Histeridae	Abraeinae/Teretriini	<i>Teretrius (Neotepetris) parasita</i> Marseul, 1863
Teufos	Scarabaeidae	Aphodiinae/Aphodini	<i>Teuchestes fossor</i> (Linnaeus, 1758)
Thafem	Cleridae	Clerinae	<i>Thanasimus femoralis</i> (Zetterstedt, 1838)
Thafer	Nitidulidae	Nitidulinae	<i>Thalycra fervida</i> (Olivier, 1790)
Thafor	Cleridae	Clerinae	<i>Thanasimus formicarius</i> (Linnaeus, 1758)
Trequa	Carabidae	Trechinae/Trechini	<i>Trechus (Trechus) quadristriatus</i> (Schrank, 1781)
Tricar	Throscidae	-	<i>Trixagus carinifrons</i> (Bonvouloir 1859)
Trileu	Cleridae	Clerinae	<i>Trichodes leucopsides</i> (Olivier, 1795)
Tytsed	Coccinellidae	Coccinellinae/Coccinellini	<i>Tytthaspis (Tytthaspis) sedecimpunctata</i> (Linnaeus, 1758)
Ulepla	Silvanidae	-	<i>Uleiota planata</i> (Linnaeus, 1761)
Urorub	Nitidulidae	Carpophilinae/Carpophilini	<i>Urophorus rubripennis</i> (Heer, 1841)
Xylant	Cerambycidae	Cerambycinae/Clytini	<i>Xylotrechus antilope</i> (Schönherr, 1817)
Xylidis	Curculionidae	Scolytinae/Xyleborini	<i>Xyleborus dispar</i> Fabricius, 1792
Xyleur	Curculionidae	Scolytinae/Xyleborini	<i>Xyleborus eurygraphus</i> Ratzeburg, 1837
Xylsax	Curculionidae	Scolytinae/Xyleborini	<i>Xyleborinus saxesenii</i> (Ratzeburg, 1837)
Zabsei	Carabidae	Pterostichinae/Pterostichini	<i>Zabrus (Iberoabrus) seidlitzii seidlitzii</i> Schaum, 1864

Los resultados de capturas por zona de trampeo son los siguientes:

COD_SP	RÉGIMEN TRÓFICO	SEG	SEG	SEG	SEG	MAD	MAD	MAD	MAD
		NAVA	SALC	MAJA	USP	BELG	SSP	PTNA	MORC
Acaaed	Xilófago	2	16	3	20	0	3	1	5
Acagri	Xilófago	3	34	1	24	26	42	0	2
Acmfla	Xilófago	0	0	0	0	0	2	0	0
Acmnig	Xilófago	0	0	0	0	0	1	0	0
Acrcar	Coprófago	1	0	0	0	0	0	0	0
Adadec	Depredador	0	1	0	0	0	0	0	0
Adepop	Saproxilófago	0	0	1	0	0	0	0	0
Allqua	Depredador	31	46	49	14	10	33	10	48
Ampaur	Saproxilófago	0	0	3	7	0	0	3	1
Ampbal	Saproxilófago	0	0	0	16	0	0	0	0
Ampmar	Micófago	0	0	0	0	0	0	1	0
Amppin	Rizófago	0	1	0	0	0	0	0	0
Anafla	Saproxilófago	2	17	2	1	1	0	1	0
Anaoce	Depredador	6	0	0	0	0	0	0	0
Anaqua	Xilófago	0	0	0	0	0	1	0	0
Anasan	Xilófago	0	0	0	0	0	2	0	0
Anatho	Saproxilófago	0	1	0	0	0	0	0	0
Aninig	Saproxilófago	0	1	2	0	0	0	0	0
Anoste	Coprófago	0	0	0	0	1	0	0	0
Antcar	Xilófago	0	3	0	0	0	6	0	4
Antfas	Xilófago	0	1	0	0	0	0	0	0

		SEG	SEG	SEG	SEG	MAD	MAD	MAD	MAD
COD_SP	RÉGIMEN TRÓFICO	NAVA	SALC	MAJA	USP	BELG	SSP	PTNA	MORC
Anthun	Xilófago	0	0	0	0	0	1	0	0
Antmar	Xilófago	0	0	1	0	0	4	0	0
Antmen	Xilófago	0	0	27	0	3	26	0	0
Antmil	Xilófago	0	2	0	0	0	0	0	0
Antnigri	Xilófago	0	5	0	0	0	7	0	0
Antrug	Xilófago	1	0	0	1	0	1	2	0
Aphbon	Coprófago	1	0	0	0	0	0	0	0
Aphcon	Coprófago	1	5	0	0	0	6	56	1
Aphpay	Coprófago	1	0	0	0	0	0	0	0
Aplcon	Polinívoro	0	0	0	0	0	4	0	0
Aplnig	Polinívoro	36	23	4	55	7	4	8	5
Arhrus	Xilófago	8	27	26	8	51	22	44	4
Asestr	Xilófago	0	1	0	2	0	0	0	0
Attana	Polinívoro	0	55	8	1	3	1	1	1
Atttri	Micófago	0	0	0	0	0	0	1	0
Attvar	Polinívoro	1	0	0	2	1	1	1	0
Aulruf	Depredador	7	200	26	2	5	36	1	0
Benalt	Saprófago	0	0	0	1	0	0	0	0
Botbip	Ectoparásito	0	0	0	1	0	1	0	0
Bovung	Depredador	14	2	11	6	3	8	3	1
Brainc	Xilófago	1	13	5	0	0	4	3	5
Bralus	Xilófago	4	0	0	10	1	10	1	0
Brapin	Xilófago	0	2	0	0	0	2	0	1
Brapub	Xilófago	2	1	1	3	1	3	1	6
Buphae	Xilófago	0	1	0	0	0	0	0	0
Bupnov	Xilófago	0	0	0	0	0	2	0	1
Bupoct	Xilófago	0	0	0	0	1	0	0	0
Byrfas	Saprofágo	0	0	0	1	0	0	1	0
Calcir	Fitófago	0	0	1	0	0	0	0	0
Calfus	Depredador	0	0	0	0	0	1	0	0
Calgra	Depredador	0	0	0	0	1	0	0	0
Calhis	Depredador	0	0	1	0	6	4	16	23
Calspi	Depredador	0	1	0	0	0	0	0	2
Cancry	Depredador	12	0	0	0	0	0	0	0
Canxan	Depredador	1	1	1	0	0	0	0	0
Carbip	Saprófago	0	0	0	1	0	0	0	0
Carcas	Rizófago	0	5	2	5	0	10	10	0
Carghi	Depredador	0	7	0	0	0	0	0	0
Cargua	Depredador	5	6	9	1	7	2	1	2
Carlus	Depredador	6	0	0	0	2	3	9	1
Carqua	Saprófago	0	0	0	0	0	2	0	0
Carsig	Rizófago	0	2	0	0	0	0	0	1
Cerfer	Saproxilófago	1	0	0	1	1	1	0	0
Chahor	Fitófago	0	0	1	0	0	0	0	1

		SEG	SEG	SEG	SEG	MAD	MAD	MAD	MAD
COD_SP	RÉGIMEN TRÓFICO	NAVA	SALC	MAJA	USP	BELG	SSP	PTNA	MORC
Chamar	Xilófago	1	0	0	0	0	0	0	0
Chltri	Xilófago	0	0	3	0	0	2	2	3
Cimatt	Fitófago	1	0	0	1	0	0	0	0
Clemut	Predador	0	0	0	0	0	0	1	0
Clyari	Xilófago	0	0	1	0	0	0	0	0
Cocsep	Depredador	10	21	5	0	1	22	1	7
Corfra	Depredador	3	21	1	0	1	0	0	0
Corlin	Depredador	0	0	5	0	1	2	1	1
Corlon	Depredador	0	6	0	15	0	7	0	0
Corpin	Depredador	13	22	4	63	9	73	4	2
Cistr	Xilófago	1	0	0	0	0	1	2	1
Cryfer	Depredador	0	0	1	0	1	1	0	0
Crymed	Xilófago/Micófago	5	29	2	28	1	4	0	0
Crynem	Depredador	2	0	0	0	0	1	0	0
Crypin	Fitófago	0	0	1	0	0	0	0	0
Cteser	Micófago	0	1	0	0	0	0	9	0
Cylelo	Depredador	1	24	0	23	2	4	2	0
Cylfil	Depredador	0	1	0	0	0	0	0	0
Cymaxi	Depredador	0	0	1	0	0	0	0	0
Cymcoa	Depredador	0	0	0	0	0	0	0	2
Cymmil	Depredador	0	0	0	0	10	0	2	0
Dacbip	Micófago	0	0	0	1	0	0	0	0
Daster	Polinívoro	1	2	22	0	1	9	2	0
Dencas	Saprofágo	0	0	0	1	0	1	0	0
Dimdim	Rizófago	0	0	0	4	0	0	0	0
Diorub	Depredador	0	0	0	0	2	0	0	0
Dondau	Fitófago	0	0	0	0	0	0	0	1
Droagi	Depredador	2	0	0	2	2	1	1	0
Endten	Detritívoro	0	1	0	0	0	0	0	0
Enitra	Detritívoro	1	0	6	6	0	0	3	0
Epubor	Micófago	1	1	1	12	3	3	17	1
Epugut	Micófago	8	3	6	12	10	11	5	32
Ergfab	Xilófago	1	0	0	0	0	0	0	0
Ernnig	Xilófago	0	2	0	0	0	1	0	0
Euoful	Coprófago	1	1	0	0	0	0	0	0
Exoqua	Depredador	1	0	0	0	0	0	0	0
Glamar	Xilófago	0	1	0	0	0	0	0	0
Gliqua	Depredador	7	2	4	21	4	2	2	0
Glosul	Micófago	1	24	0	8	0	6	4	0
Gnamat	Depredador	154	213	85	1323	312	1166	96	60
Gnanan	Xilófago/Micófago	2	0	0	1	0	2	1	0
Halsed	Depredador	2	2	0	0	0	1	0	0
Harqua	Depredador	0	1	0	0	0	0	0	0
Harruf	Espermatófago/Predador	1	0	0	0	0	1	4	1

		SEG	SEG	SEG	SEG	MAD	MAD	MAD	MAD
COD_SP	RÉGIMEN TRÓFICO	NAVA	SALC	MAJA	USP	BELG	SSP	PTNA	MORC
Helibe	Saprófago	1	0	0	0	0	0	0	0
Hipvar	Depredador	0	1	0	0	0	0	0	0
Hirqua	Detritívoro	0	1	0	0	0	0	0	1
Hiscap	Depredador	0	1	0	0	0	0	0	0
Hylabi	Xilófago	8	10	1	33	1	1	16	4
Hylate	Xilófago/Micófago	31	76	7	225	36	29	42	0
Hylatt	Xilófago/Micófago	22	91	14	1279	4	201	41	8
Hyllig	Xilófago/Micófago	1	1	1	1	4	5	0	3
Hylpal	Xilófago/Micófago	0	1	0	1	0	22	0	0
Ipsacu	Xilófago/Micófago	680	1274	860	117	146	2815	150	97
Ipssex	Xilófago/Micófago	285	2594	1276	1604	366	1982	464	223
Isoict	Polinívoro	1	0	0	0	0	4	0	0
Lablus	Fitófago	0	0	0	0	0	0	0	1
Laepin	Depredador	0	1	4	0	5	0	3	0
Laghir	Detritívoro	0	1	0	0	0	0	0	0
Laglat	Detritívoro	0	0	0	0	0	0	1	2
Lamkra	Saprofágo	0	0	0	0	0	1	0	3
Lebtri	Depredador	0	0	0	0	0	0	0	1
Leicon	Depredador	0	1	0	0	0	0	0	0
Litcon	Micófago	0	6	5	1	0	0	3	1
Lobaen	Polinívoro	1	0	0	0	0	2	0	1
Lonaen	Fitófago	2	13	1	4	3	2	5	1
Lonlur	Fitófago	2	2	1	0	4	0	2	2
Lonoch	Fitófago	3	2	1	1	6	0	1	1
Lytves	Nectívoro	0	0	0	0	0	7	0	0
Magdup	Xilófago	2	1	1	1	1	5	0	1
Maglin	Xilófago	1	0	1	0	0	1	0	0
Magmem	Xilófago	1	2	0	2	0	8	1	1
Magphl	Xilófago	10	0	3	0	0	7	0	0
Magruf	Xilófago	0	2	2	0	0	4	0	2
Magvio	Xilófago	0	1	0	0	0	1	0	0
Mallus	Polinívoro	0	1	0	0	0	0	0	0
Mauеле	Polinívoro	1	1	0	1	0	9	0	2
Megund	Micófago	0	1	0	7	0	0	6	1
Melvil	Rizófago	0	1	1	1	7	1	0	0
Micabe	Depredador	0	0	0	0	0	1	0	0
Micneg	Depredador	1	0	0	0	0	0	0	0
Missca	Saprofágo	0	0	0	3	1	0	0	0
Moggeo	Fitófago	0	1	0	0	0	0	0	0
Mongal	Xilófago	16	57	9	26	28	11	8	17
Mycqua	Micófago	1	0	0	1	0	0	0	0
Mylhie	Polinívoro	3	1	0	0	1	8	1	0
Mylqua	Polinívoro	0	0	0	0	0	8	0	11
Mylsob	Polinívoro	54	3	35	0	69	69	0	34

		SEG	SEG	SEG	SEG	MAD	MAD	MAD	MAD
COD_SP	RÉGIMEN TRÓFICO	NAVA	SALC	MAJA	USP	BELG	SSP	PTNA	MORC
Nallae	Saprofágo	0	0	0	5	5	2	0	0
Nemelo	Depredador	0	0	0	0	0	1	0	1
Neobl	Depredador	4	15	2	0	1	1	0	1
Nicint	Necrófago	0	0	0	0	1	0	0	1
Novcru	Depredador	0	0	3	0	0	0	0	2
Nycrei	Depredador	1	1	0	0	0	0	0	0
Oliaen	Polínivoro	0	0	0	1	0	0	0	0
Oliaff	Polínivoro	1	1	0	0	0	0	0	0
Ontfra	Coprófago	1	0	0	0	0	0	0	0
Ortero	Xilófago/Micófago	13	189	46	0	5	10	2	6
Ortlar	Xilófago/Micófago	23	67	53	36	15	38	5	9
Ortlon	Xilófago/Micófago	7	4	25	10	29	29	2	8
Parpar	Depredador	3	5	2	0	16	0	0	0
Phacya	Xilófago	0	0	1	1	1	0	0	0
Phyfov	Saprofágo	0	0	0	4	0	0	1	0
Phynig	Fitófago	1	5	0	1	0	0	3	0
Piscas	Xilófago	0	1	0	4	0	0	0	0
Pitbid	Xilófago/Micófago	1	18	32	10	0	15	5	1
Pitbuy	Xilófago/Micófago	2	0	3	3	4	8	2	2
Pitcal	Xilófago/Micófago	0	2	0	0	0	0	0	4
Pitfer	Depredador	3	3	0	2	6	0	13	2
Pitqua	Xilófago/Micófago	2	0	0	0	0	0	0	0
Pittre	Xilófago/Micófago	0	6	0	3	0	2	0	0
Plaarc	Xilófago	0	1	0	0	0	0	0	0
Placom	Depredador	5	0	3	26	10	12	21	10
Plaspi	Saproxilófago	0	0	0	0	0	3	0	0
Plecae	Coprófago	0	0	0	0	0	0	1	0
Plesau	Depredador	2	9	0	10	0	1	1	0
Pogdec	Xilófago	12	10	3	10	8	20	0	5
Pogfas	Xilófago	2	0	0	2	0	1	0	1
Pricor	Xilófago	0	0	0	1	0	1	0	0
Promor	Saproxilófago	0	0	0	0	0	0	0	1
Proobl	Saprófago/Polínivoro	1	0	0	0	0	0	0	0
Psycup	Fitófago	0	2	0	0	2	0	1	1
Ptidub	Detritívoro	0	1	0	1	0	0	0	1
Pytdep	Saproxilófago	0	0	0	2	0	2	0	0
Rhabif	Xilófago	1	3	7	0	0	1	10	0
Rhainq	Xilófago	151	248	165	372	0	108	153	42
Rhidep	Depredador	82	229	118	911	261	250	202	83
Rhifer	Depredador	52	118	58	667	306	63	104	49
Rhimas	Rizófago	0	0	0	0	0	1	0	0
Rhineg	Rizófago	0	1	0	0	0	0	0	0
Rhychr	Depredador	0	1	0	0	0	0	0	0
Rhypil	Fitófago	0	0	0	1	0	0	0	0

		SEG	SEG	SEG	SEG	MAD	MAD	MAD	MAD
COD_SP	RÉGIMEN TRÓFICO	NAVA	SALC	MAJA	USP	BELG	SSP	PTNA	MORC
Rhyscu	Xilófago/Micófago	7	2	1	7	0	1	1	0
Ruspar	Saproxilófago	0	0	1	187	401	375	2	2
Salpla	Depredador	0	0	0	0	0	0	0	0
Sapaen	Depredador	0	1	0	0	0	0	1	0
Sapimm	Depredador	0	0	0	0	0	1	1	0
Scrfus	Xilófago	0	1	0	0	0	0	0	0
Scymar	Depredador	1	0	0	0	1	1	0	1
Sorgri	Micófago	0	0	0	0	1	3	1	1
Speang	Saprófago	0	1	0	0	0	0	0	0
Sphcas	Depredador	10	16	18	21	4	4	12	2
Sphsca	Saprófago	2	0	0	3	0	2	0	0
Spobup	Xilófago	2	23	5	28	72	88	28	16
Stapil	Xilófago	0	0	2	2	0	1	0	0
Steghi	Depredador	2	0	24	0	49	2	29	7
Stelau	Depredador	0	4	0	1	8	3	0	1
Synfov	Depredador	0	2	0	0	0	0	0	0
Syntru	Depredador	0	0	0	0	0	1	0	0
Tacnan	Depredador	0	0	0	1	0	0	0	0
Temcoe	Depredador	1	7	0	3	10	30	5	9
Terpar	Depredador	0	0	0	0	0	1	0	0
Teufos	Coprófago	1	0	0	0	0	0	0	0
Thafem	Depredador	46	120	57	106	20	1	22	51
Thafer	Micófago	3	12	2	0	2	2	0	0
Thafor	Depredador	675	1647	737	807	478	407	620	207
Trequa	Depredador	1	0	3	0	0	0	0	0
Tricar	Saproxilófago	2	61	7	3	1	0	1	0
Trileu	Depredador	0	1	0	0	0	0	0	0
Tytsed	Depredador	0	1	0	0	0	0	0	0
Ulepla	Depredador	0	0	1	0	0	0	0	0
Urorub	Saprófago	0	0	0	1	0	0	0	0
Xylant	Xilófago	0	0	0	0	0	0	1	0
Xylidis	Xilófago/Micófago	0	0	0	10	0	11	0	0
Xyleur	Xilófago/Micófago	1	2	0	0	0	0	0	0
Xylsax	Xilófago/Micófago	1	0	0	0	0	0	1	0
Zabsei	Espermatófago/Predador	6	1	2	7	0	6	1	12

La mayoría de las especies aparecidas en los muestreos pertenecen a insectos saproxílicos. Sólo algunas familias de depredadores como Coccinellidae, salen de este rango. Entre las especies más singulares, podemos destacar las de régimen trófico saproxilófago, en donde suelen aparecer las especies más destacablemente bioindicadoras de bosques maduros.

FAMILIA	SUBFAM / TRIBU	GÉNERO / ESPECIE	RÉGIMEN TRÓFICO
Bothrideridae	-	<i>Bothrideres bipunctatus</i> (Gmelin, 1790)	Ectoparásito
Cerylonidae	Ceryloninae	<i>Cerylon ferrugineum</i> (Stephens 1830)	Saproxilófago
Elateridae	Elaterinae/Ampedini	<i>Ampedus</i> (<i>Ampedus</i>) <i>balteatus</i> (Linnaeus 1758)	Saproxilófago
Lucanidae	Lucaninae/Platycerini	<i>Platycerus spinifer</i> (Schaufuss, L.W., 1862)	Saproxilófago
Melandryidae	Melandryinae/Xylitini	<i>Rushia parreyssi</i> (Mulsant, 1856)	Saproxilófago
Pythidae	Pythinae	<i>Pytho depressus</i> (Linnaeus, 1767)	Saproxilófago
Scraptidae	Anaspidinae/Anaspidini	<i>Anaspis</i> (<i>Nassipa</i>) <i>c.f. flava</i> (Linnaeus, 1758)	Saproxilófago
Scraptidae	Anaspidinae/Anaspidini	<i>Anaspis</i> (<i>Anaspis</i>) <i>thoracica</i> (Linnaeus, 1758)	Saproxilófago
Throscidae	-	<i>Trixagus carinifrons</i> (Bonvouloir 1859)	Saproxilófago
Cerambycidae	Cerambycinae/Molorchini	<i>Glaphyra marmottani</i> (Brisout, 1863)	Xilófago

Pytho depressus: Figura 6. Elemento boreo-alpino distribuido por casi toda Europa, Caucasos y Siberia. En la zona sur del continente es muy esporádico y está relegado a los sistemas montañosos. En la Península Ibérica se conoce de las zonas altas del Pirineo leridano y Huesca sobre *Pinus uncinata*. Siempre muy raro y se suele observar por encima de 2000 m. de altitud. Se ha citado de Galicia, Navarra y se ha confirmado su presencia en Madrid (López_Colón, 1995). En nuestras latitudes se ha observado sobre troncos caídos y tocones de *Pinus uncinata*. La larva vive sobre coníferas de alta montaña, *Pinus uncinata*, *Pinus sylvestris* y *Picea excelsa*, alimentándose de materia en descomposición del tronco. En el Parque Nacional, sin duda, vive sobre *P. sylvestris*.



Figura 6. *Pytho depressus* (Linnaeus, 1767)



Figura 7. *Rushia parreyssi* (Mulsant, 1856)

Rushia parreyssi: Figura 7. Especie conocida de gran parte de Europa. En la Península Ibérica, Graells (1858) la citó por primera vez del Escorial, bajo el nombre de *Dircaea mollis*, Graells, 1858, sinonimia de *R. parreyssi*. Fuente (1933) recoge la cita de Graells, Pérez Arcas y Seidlitz con la indicación Madrid. Citado recientemente de Navarra (Recalde & Pérez Moreno, 2011). Saproxílico cuya larva, al parecer, se desarrolla bajo la corteza de pinos muertos. Dado el número de ejemplares obtenido en los muestreos, podemos asegurar que las poblaciones de este bioindicador, están en su óptimo biológico, lo que implica que en los lugares donde ha aparecido tienen un alto grado de conservación.

Glaphyra marmottani: Figura 8. Especie eurosiberiana. En la Península Ibérica solo se conoce de muy pocas localidades: Lérida, Huesca, Teruel, Madrid, Cádiz y Granada. La

larva vive dos años sobre diversas especies de coníferas de montaña, sobre todo del género *Pinus*. De observación difícil dado que no suele acudir a las flores y se mimetizan muy bien entre las cortezas de los pinos.



Figura 8. *Glaphyra marmottani* (Brisout, 1863)



Figura 9. *Bothrideres bipunctatus* (Gmelin, 1790)

Bothrideres bipunctatus: Figura 9. Especie eurosiberiana. En la Península hay muy pocas citas, siempre muy esporádicas y asociadas a bosques maduros. Citada de Lérida, Huesca, Lugo, Navarra, Segovia y Madrid. Se suele encontrar bajo la corteza de numerosas especies de árboles caducifolios y muy esporádicamente en las de hoja perenne. Sus larvas son ectoparásitas de larvas de coleópteros xilófagos. Dajoz (1977) comenta que es una reliquia del terciario en vías de desaparición.

Análisis de las comunidades de insectos

Introducción: Las comunidades de insectos forestales y selección de especies indicadoras

La evaluación de la biodiversidad se ha convertido en un elemento central en el campo de la ecología de los artrópodos, particularmente los insectos (Komonen 2003, Rainio & Niemelä 2003), debido a los altos valores de diversidad de especies que acumulan y a los procesos ecosistémicos en que intervienen (Mulder et al. 1999). Los artrópodos se han utilizado bajo el paradigma de la gestión de perturbaciones naturales (Buddle et al., 2000) además de ser usados frecuentemente como indicadores de diferentes prácticas forestales (Koivula & Niemelä, 2003, Buddle et al 2005).

Por otra parte, la medición de la riqueza de especies es un objetivo esencial para la ecología de comunidades y la biología de la conservación. El número de especies en una comunidad es un índice intuitivo y natural de su estructura. Sin embargo, a pesar de lo fácil que es entender el concepto de riqueza de especies, es una variable sorprendentemente difícil de medir (Gotelli & Colwell, 2011). Cientos de artículos describen métodos estadísticos para corregir el sesgo generado en cualquier método de muestreo en la estimación de la riqueza de especies, y se han desarrollado protocolos y métodos especiales para estimar la riqueza de especies para taxones particulares (por ejemplo, Agosti et al. 2000). Aún con esto, muchos recientes estudios siguen ignorando algunos de los problemas fundamentales de muestreo y medición

que pueden comprometer la estimación exacta de la riqueza de especies (Gotelli & Colwell 2001).

Para poder evitar esto se suele utilizar un método para evaluar si un sitio ha sido suficientemente muestreado, este se basa en el uso de curvas que muestran un aumento de especies detectadas al aplicarle un tamaño de muestra creciente, también conocidas como curvas de rarefacción de especies (Gotelli & Colwell, 2001). Una curva que alcanza aproximadamente una asíntota denota que pocas o ninguna especie adicional aparecerá al aumentar las unidades de muestreo, mientras que una curva que sigue creciendo indica que muchas especies todavía no han sido detectadas. Estas curvas se utilizan ampliamente para describir patrones de diversidad de especies (Bacaro et al, 2012).

Estos métodos son de particular interés para la investigación de la biodiversidad con artrópodos, ya que estos estudios suelen tratar con grandes conjuntos de datos en términos de número de individuos, muestras y de especies recogidas. La técnica de rarefacción consiste en utilizar un algoritmo para volver a muestrear repetidamente individuos o muestras del total de la colección y generar una curva de rarefacción (Sanders 1968, Simberloff 1972, 1978).

Existen varias ventajas reconocidas en el uso de técnicas de rarefacción, debido a que el método tiene en cuenta el número de individuos recogidos para cada muestra, (Olszewski 2004) y, a diferencia de los índices de diversidad de Shannon-Wiener o Simpson, la riqueza de especies es un enfoque más manejable al discutir la diversidad alfa.

Además, las curvas de rarefacción pueden proporcionar información sobre la tasa de acumulación de nuevas especies, lo que permite determinar si se han recogido suficientes muestras (Magurran 2004).

A su vez, existen diferentes tipos de rarefacción, una de ellas está basada en el individuo, cuando se trata de una medida de la riqueza global de la comunidad, donde la acumulación de especies es estrictamente una función del número de individuos recolectados. Suelen utilizarse para áreas de estudio o sitios en los que el esfuerzo de muestreo puede haber sido diferente. Esto suele ocurrir en estudios de biodiversidad de artrópodos con esfuerzo de muestreo diferente entre trampas, ya que algunas trampas pueden alterarse o romperse. Sin embargo, las rarefacciones basadas en individuos no pueden explicar la heterogeneidad de la muestra (Gotelli & Colwell 2001).

La determinación de la presencia o abundancia de un pequeño conjunto de especies indicadoras, como alternativa al muestreo de toda la comunidad, ha sido particularmente útil en el monitoreo ambiental a largo plazo para la conservación o el manejo ecológico (De Cáceres & Legendre 2009). Las especies se eligen como indicadores si (i) reflejan el estado biótico o abiótico del medio ambiente, en este caso el efecto del tipo de ordenación sobre la comunidad de insectos forestales; (ii) proporcionar evidencia de los impactos del cambio ambiental, en este caso como el manejo puede modificar o no la comunidad; o (iii) predecir la diversidad de otras especies, taxones o comunidades dentro de un área, en este caso, si somos capaces de

poder estimar la diversidad a partir de la detección de una o unas pocas especies indicadoras.

Metodología:

Todo el procedimiento analítico se ha llevado a cabo utilizando R (R core Team, 2017), utilizando las extensiones `vegan`, `ggplot2`, `gridExtra`, `MASS` y `betapart`. Se ha comparado índices de riqueza de especies, como número de especies e índices de diversidad alfa, utilizando el índice de Shannon-Wiener. Se ha calculado la variación de la diversidad beta entre lugares, a fin de conocer la tasa de cambio de especies en función del manejo a que son sometidos los rodales. Se han calculado también las curvas de rarefacción de especies basadas en individuos para cada uno de los lugares prospectados. Por último, se ha realizado un anova multivariante (PERMANOVA) a fin de encontrar diferencias estadísticamente significativas entre lugares sometidos a los tipos de ordenación forestal considerada.

En la Figura 10 puede observarse que la Solana de Siete Picos ha registrado el mayor número de especies, acumulando unas 121 especies, seguido de muy de cerca por La Salceda, con 119. Se observa una importante diferencia con el lugar relativamente más pobre en especies, Pinar de los Belgas con 79 especies registradas.

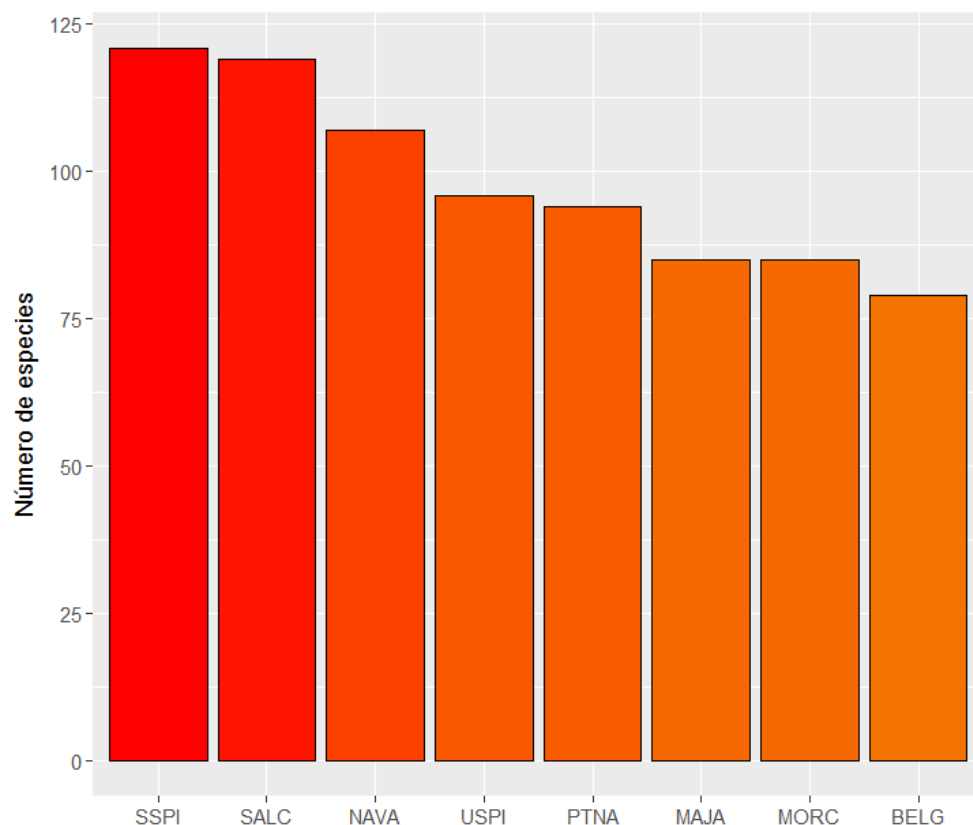


Figura 10: Número de especies totales capturadas en cada uno de los lugares prospectados en 2019.

Si se estudia el número de especies en función del tipo de ordenación, (Figura 11) puede observarse que la Masa Natural dedicada a protección es la que mayor número de especies acumula, con 149. El ordenamiento correspondiente a Repoblado Joven

apenas presenta diferencia en número de especies, con 147. Los ordenamientos Natural con Aprovechamiento y Repoblado Maduro acumulan 128 y 122 especies respectivamente.

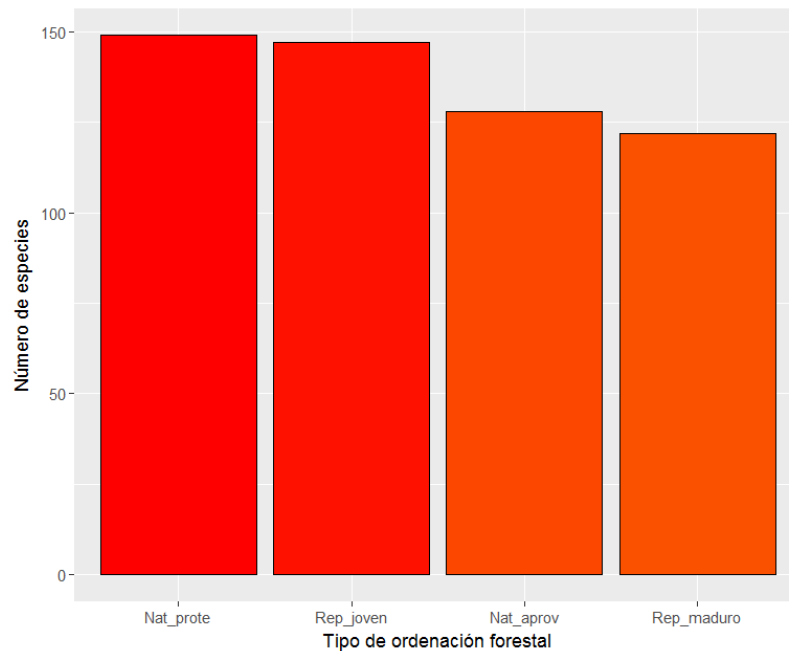


Figura 11: Número de especies capturadas por tipo de ordenación.

De cualquier modo, aunque de forma general el número de especies capturadas por trampa y año es relativamente variable entre lugares (Figura 12), siempre la trampa de caída registra un menor número de especies que los otros dos tipos de trampa. Si se compara la contribución de cada tipo de trampa en las capturas totales, puede observarse que el tipo Crosstrap negra ha registrado los valores más altos en número de especies que el tipo Crosstrap amarilla en todos los tipos de tratamiento.

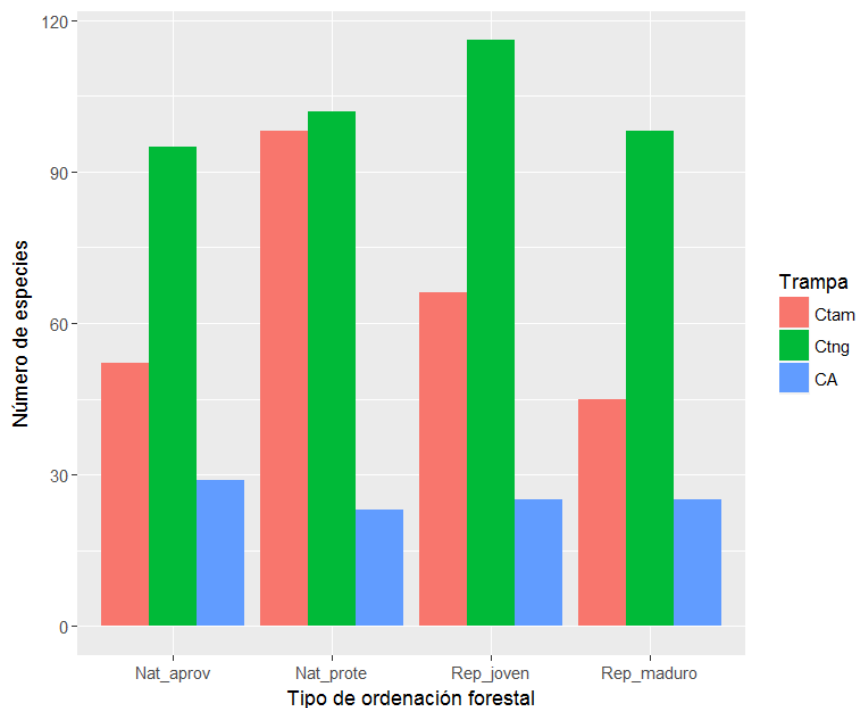


Figura 12: Número de especies capturadas en función del tipo de ordenación y del tipo de trampa usado.

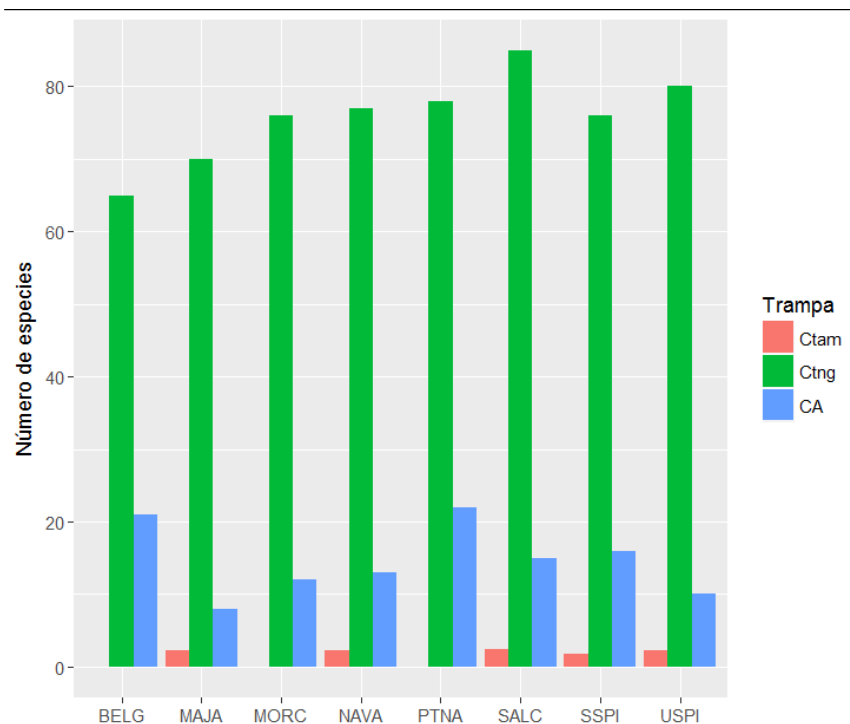


Figura 13: Número de especies capturadas en función del lugar y del tipo de trampa usado.

En la Figura 13 puede observarse esas mismas diferencias cuando se tiene en cuenta el lugar y tipo de trampa. Es siempre la Crosstrap negra la que captura el mayor número de especies, con mucha diferencia sobre la Crosstrap amarilla y la trampa de caída. Estas diferencias son máximas en los lugares de Salceda y Umbría de Siete Picos.

Diversidad Alfa

Un mejor indicador de la complejidad del ecosistema es la diversidad alfa, ya que no sólo tiene en cuenta el número de especies, sino también las abundancias relativas entre ellas.

En la Figura 14 se ilustra la representación gráfica del índice de diversidad de Shannon-Wiener. Todos los lugares presentan índices de diversidad alfa bastante altos, por encima de 2 en todos los casos. Se observa que el lugar más diverso es Puerto de la Morcuera, con valores de índice por encima de 3, seguido del Pinar de los Belgas con valores en torno a 2,7. El menor índice se ha calculado para Solana de Siete Picos, con un valor de apenas 2,4.

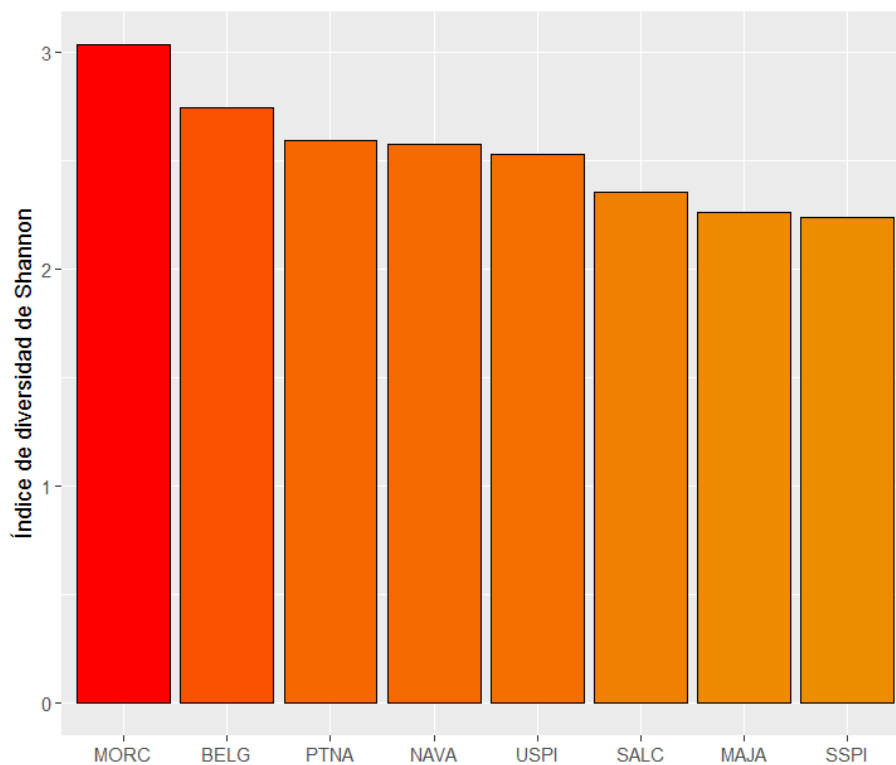


Figura 14: Índice de diversidad de Shannon-Wiener calculado para uno de los lugares prospectados.

Si se tiene en cuenta el tipo de ordenación para el cálculo de índice (Figura 15), es el tipo de ordenamiento Natural con Aprovechamiento el que registra mayores niveles de diversidad alfa, en torno a 2,8. El resto de las ordenaciones se mantienen en valores muy similares, superando el 2,5, siendo la ordenación Repoblado Joven la que registra el menor valor de índice, apenas por encima de 2,5.

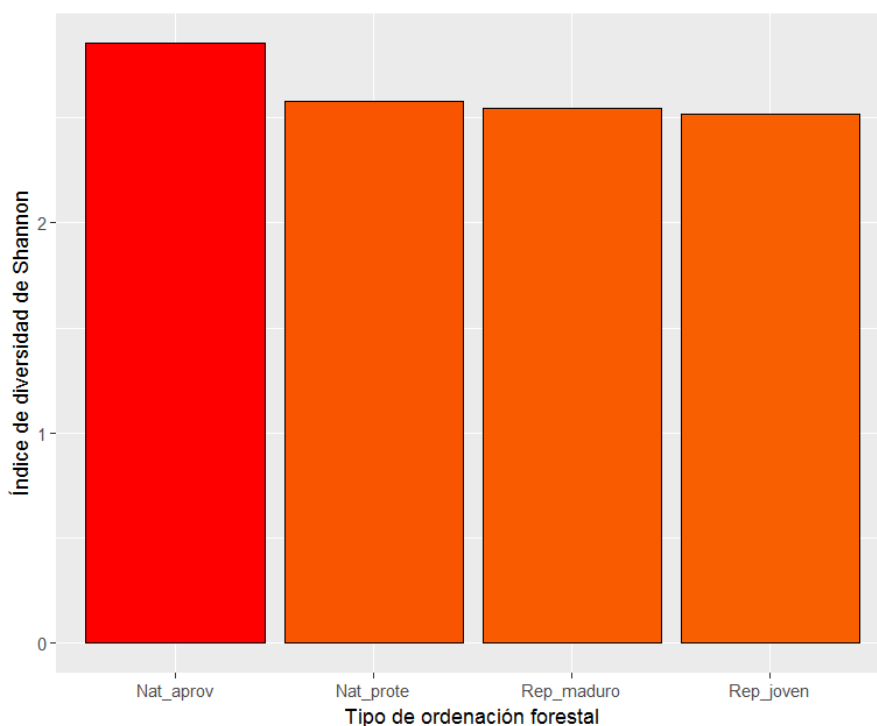


Figura 15: Índice de diversidad de Shannon-Wiener calculado por tipo de ordenación.

Del mismo modo que anteriormente, la diversidad registrada por cada tipo de trampa y tipo de ordenación se ilustra en la Figura 16. En contraste con los valores de riqueza específica, los valores de diversidad son mucho más homogéneos entre trampas. De forma general la trampa Crosstrap negra recoge mayor diversidad que la Crosstrap amarilla y la trampa de caída, excepto en la ordenación Natural Protegido, en la que es la trampa de caída la que ha registrado el mayor índice de diversidad en comparación con el resto de valores.

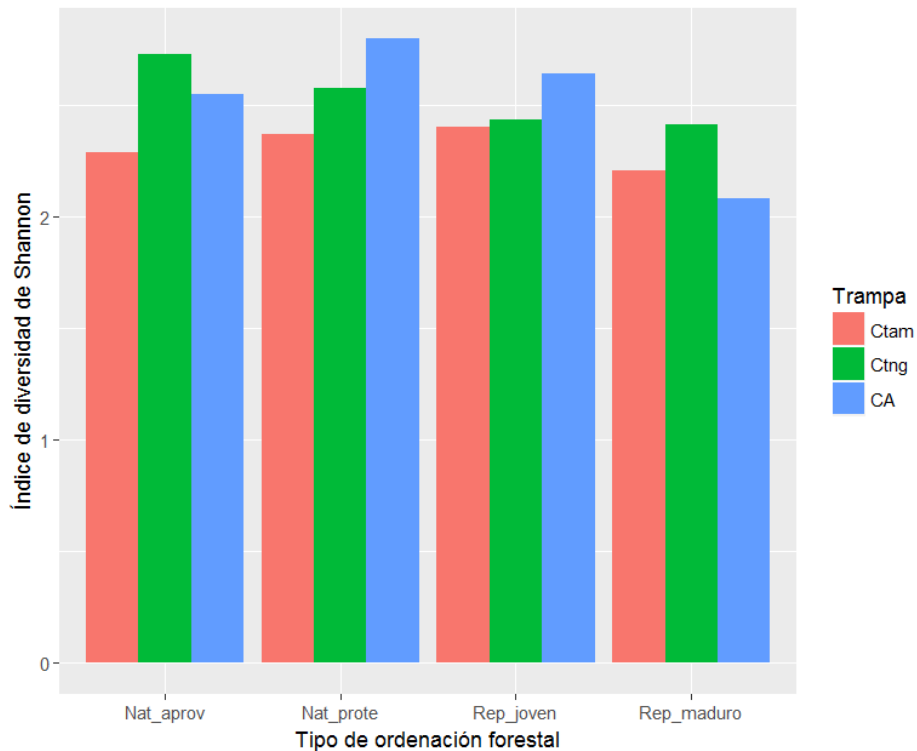


Figura 16: Índice de diversidad de Shannon-Wiener por tipo de trampa y tipo de ordenación.

Si se comparan los valores de diversidad calculados a partir de las capturas de cada tipo de trampa y lugar, la situación es mucho más variable. Los valores de diversidad obtenidos no muestran un patrón claro para las diferentes localidades. Lugares como Pinar de Navafría y la Salceda muestran valores de diversidad muy similares para cada tipo de trampa. En otros lugares como Majalperro o Solana de Siete Picos, los valores son mucho más variables y sin patrón claro, de modo que en Majalperro es la Crosstrap amarilla la que mayor diversidad registra, mientras que es la trampa de caída la que lo hace en Solana de Siete Picos.

Diversidad beta

El estudio de la diversidad beta permite estimar cómo de diferentes son las composiciones de especies de las diferentes comunidades entre parejas de lugares. El índice de Bray-Curtis muestra la disimilaridad, o cómo son de diferentes las especies capturadas. De este modo, por ejemplo, para una pareja de lugares dada, un valor de índice 0 significa que comparten todas las especies, mientras que un valor de 1 indica que no comparten ninguna. En la Figura 17 puede observarse la representación en

forma de dendrograma cómo de parecidas son las comunidades de los diferentes lugares.

Es muy claro que las comunidades más parecidas, casi idénticas, son las registradas en los lugares de La Salceda, Solana y Umbría de Siete Picos. Por otro lado, se forma un grupo formado por el resto de localidades. Entre éstas, la comunidad del Puerto de la Morcuera es menos parecida a todas las demás. Del resto, la comunidad de Majalperro comparte menos especies con las demás. Las comunidades encontradas en Pinar de los Belgas y Puerto de Navafría son muy similares, y algo diferentes a la del Pinar de Navafría.

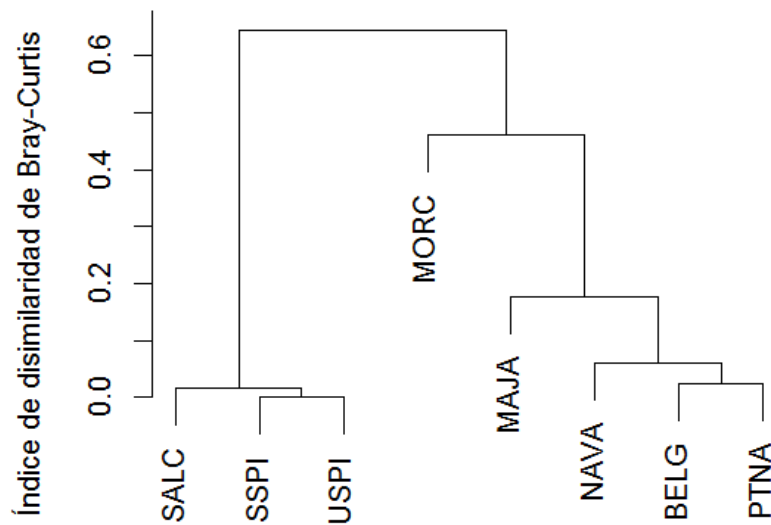


Figura 17: Dendrograma de las relaciones de diversidad beta entre parejas de lugares, estimada mediante el índice de disimilaridad de Bray-Curtis.

Si se repite el dendrograma para los tipos de ordenación (Figura 18), se observa que es la comunidad correspondiente a la ordenación Natural Protegido la que comparte menos especies con el resto de ordenaciones, con casi el 50 % de especies diferentes. Las comunidades del resto de ordenaciones se parecen mucho más, siendo las más parecidas las correspondientes a Repoblado Maduro y Natural en Aprovechamiento, que la que aparece en Repoblado Joven.

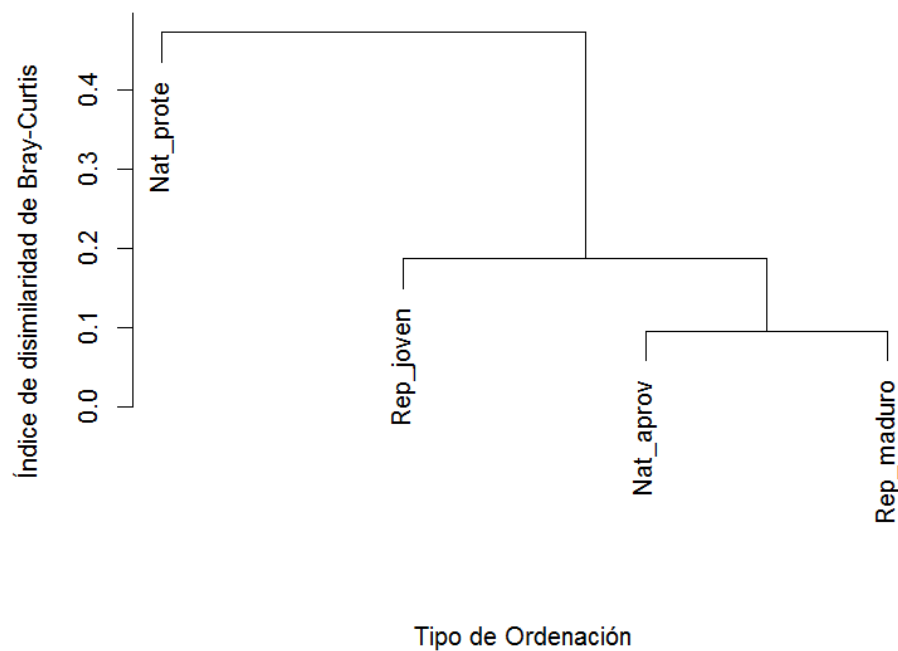


Figura 18: Dendrograma de las relaciones de diversidad beta entre parejas de tipos de ordenación, estimada mediante el índice de disimilaridad de Bray-Curtis.

Del mismo modo, al comparar las comunidades capturadas según el tipo de trampa (Figura 19), se observa que es la trampa Crosstrap negra la que captura una comunidad de especies muy diferente al resto, compartiendo menos del 50 % de especies aproximadamente. En cambio, la composición de especies de comunidad capturada en las trampas tipo Crosstrap amarilla y trampa de caída son muy similares.

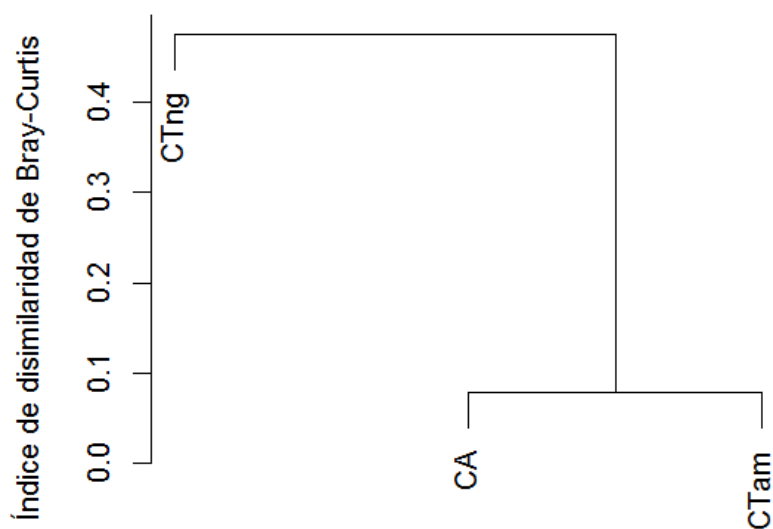


Figura 19: Dendrograma de las relaciones de diversidad beta entre parejas de tipos de trampa, estimada mediante el índice de disimilaridad de Bray-Curtis.

Otro tipo de representación gráfica de estos resultados, que aporta más información entre parejas de localidades, se muestra en la Figura 20. Puede observarse que la pareja de localidades que registran mayores diferencias en la composición de especies de sus respectivas comunidades son Puerto Morcuera respecto a Pinar Belgas y La Salceda. Mientras que las comunidades de La Salceda, Umbria y Solana de Siete Picos son prácticamente iguales en composición. Lo mismo pasa entre las comunidades de Pinar de los Belgas, Pinar de Navafría y Puerto de Navafría.

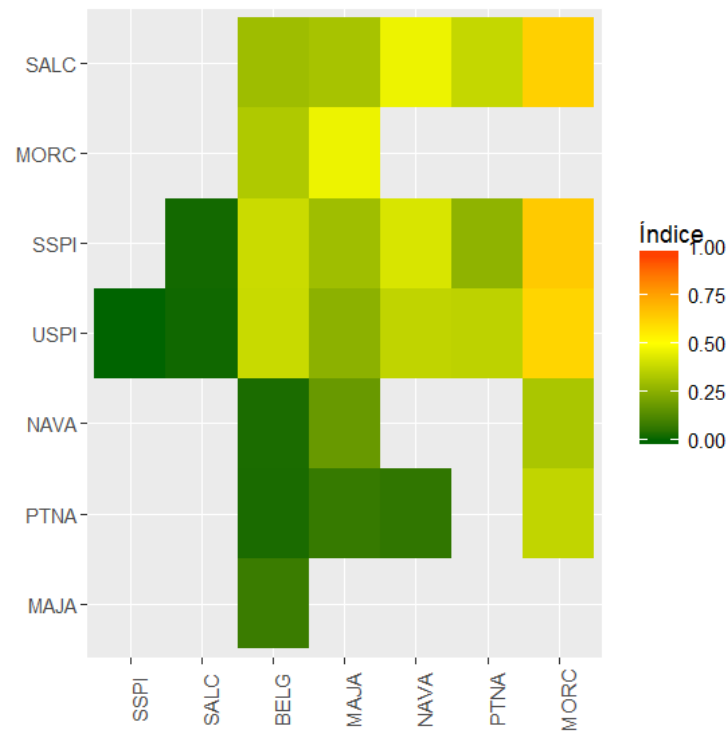


Figura 20: Gráfico de disimilaridad de composición de especies entre parejas de localidades (índice de Bray-Curtis)

En la Figura 21 se ilustra este mismo índice para comparar entre parejas de tipos de ordenación. Puede observarse que las mayores diferencias en composición, compartiendo menos del 50% de las especies, se registran entre la ordenación Natural Protegido y Natural con Aprovechamiento. Mientras que las especies de la comunidad de este último tipo y Repoblado Maduro son prácticamente las mismas.

Estos datos no responden en grado de diferencia con lo que intuitivamente cabría esperar, ya que los aprovechamientos realizados en las masas naturales no son de elevada intensidad.

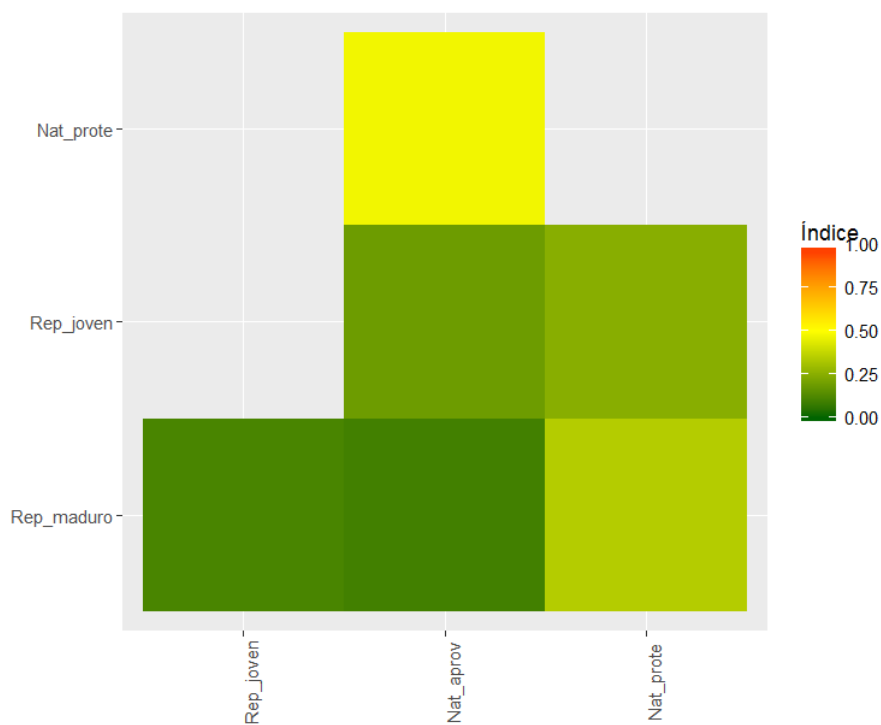


Figura 21: Gráfico de disimilaridad de composición de especies entre parejas de tipos de ordenación (índice de Bray-Curtis).

Comparando entre tipos de trampas (Figura 22), se reitera que el tipo Crosstrap negra captura casi el 50 % especies distintas a la del tipo Crosstrap amarilla.

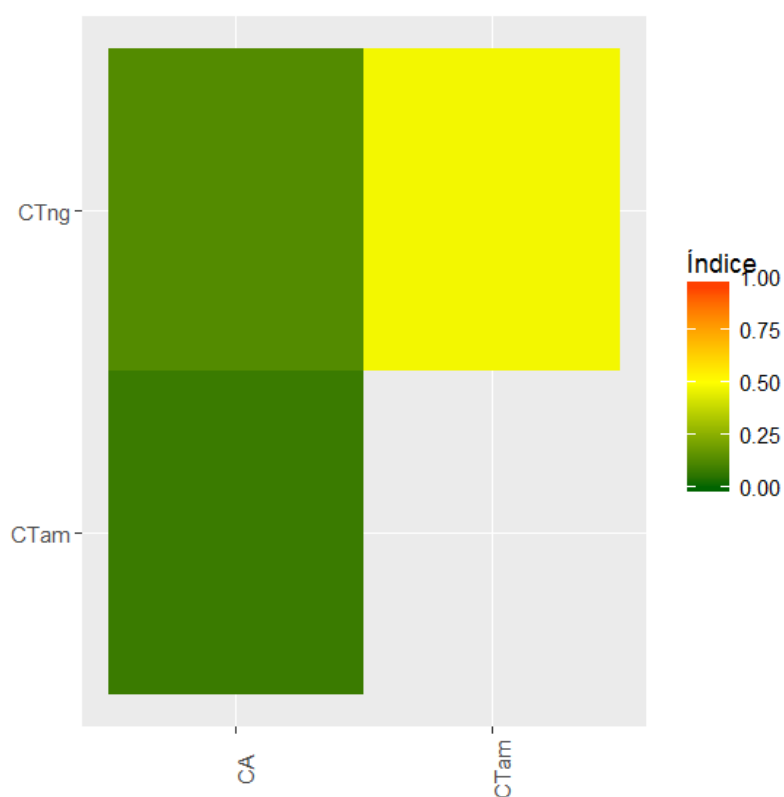


Figura 22: Gráfico de disimilaridad de composición de especies entre parejas de tipos de ordenación (índice de Bray-Curtis).

Las curvas de rarefacción calculadas (Figura 23) aportan una información muy valiosa para el uso de esta metodología de trampeo para la gestión. De acuerdo con las curvas, en una sola temporada de muestreo, y utilizando los tres tipos de trampas, los lugares Umbría y Solana de Siete Picos, y La Salceda se encuentran muy cerca de la saturación de especies (comportamiento asintótico de la curva acumulada). Esto quiere decir que se conoce casi la totalidad de las especies que componen esas comunidades con tan sólo una temporada de trampeo. En cambio, en el resto de localidades, la comunidad se encuentra submuestreada y serían necesarias más temporadas de trampeo para poder completar la mayor parte de las especies. De cualquier modo, si se asume que las especies de todas las localidades tienen la misma probabilidad de ser detectadas. Esta tendencia de las curvas puede interpretarse como que en esos lugares faltan especies que sí están presentes en otros. Esta falta de especies puede estar relacionada con características del lugar, incluyendo la ordenación.

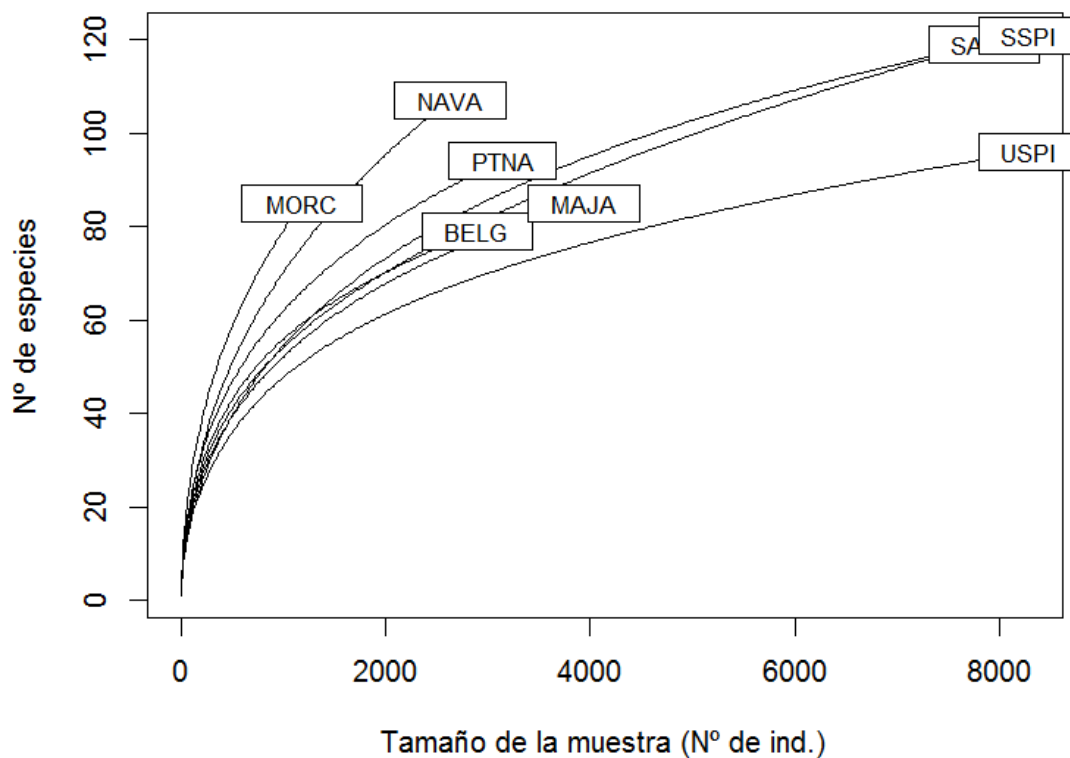


Figura 23: Curvas de rarefacción de especies basadas en tamaño de la muestra para los diferentes lugares.

Si se comparan las curvas en función del tipo de ordenación (Figura 24), puede observarse que es el tipo de ordenación Natural Protegido el que presenta un número de especies más próximo a la saturación, con una única temporada de muestreo. El resto de ordenaciones se encuentra lejos de la saturación, según sus curvas de rarefacción. En este caso la explicación puede relacionarse más claramente con el tipo de manejo.

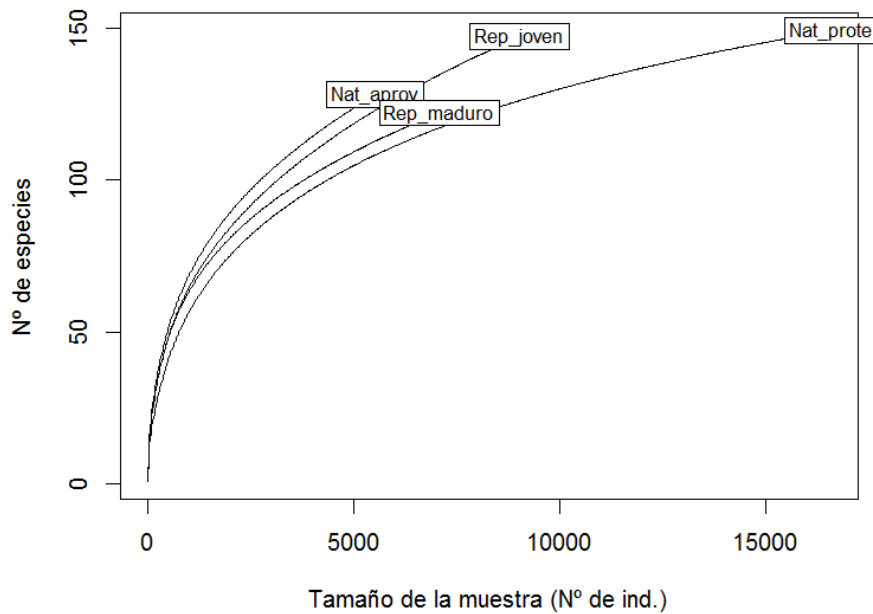


Figura 24: Curvas de rarefacción de especies basadas en tamaño de la muestra para los diferentes lugares.

Pueden aplicarse metodologías para estimar el número teórico de especies que aún quedan por encontrar y que sólo podrían encontrarse aumentando el tiempo de muestreo. Se han utilizado 3 métodos para el cálculo: Chao, Jack-knife y Boot, comparando con el número real de especies encontradas (Figura 27). El método Boot es el más conservador, prediciendo un número de especies ligeramente superior al de especies observadas. Esto podría indicar que sería necesario aumentar ligeramente el esfuerzo de muestreo, bien con tiempo o bien con número de trampas. Los métodos Jack-Knife y Chao en cambio predicen una mayor diferencia en el número de especies, aunque no excesiva de forma general. Tan solo para el caso de los Repoblados Jóvenes, localizados en el Puerto de la Morcuera y La Salceda, el método Chao estima que falta un gran número de especies, aunque con una enorme variabilidad en las diferentes estimaciones.



Figura 25. Trampa Crosstrap MOR_1



Figura 26. Trampa Crosstrap amarilla SAL_2

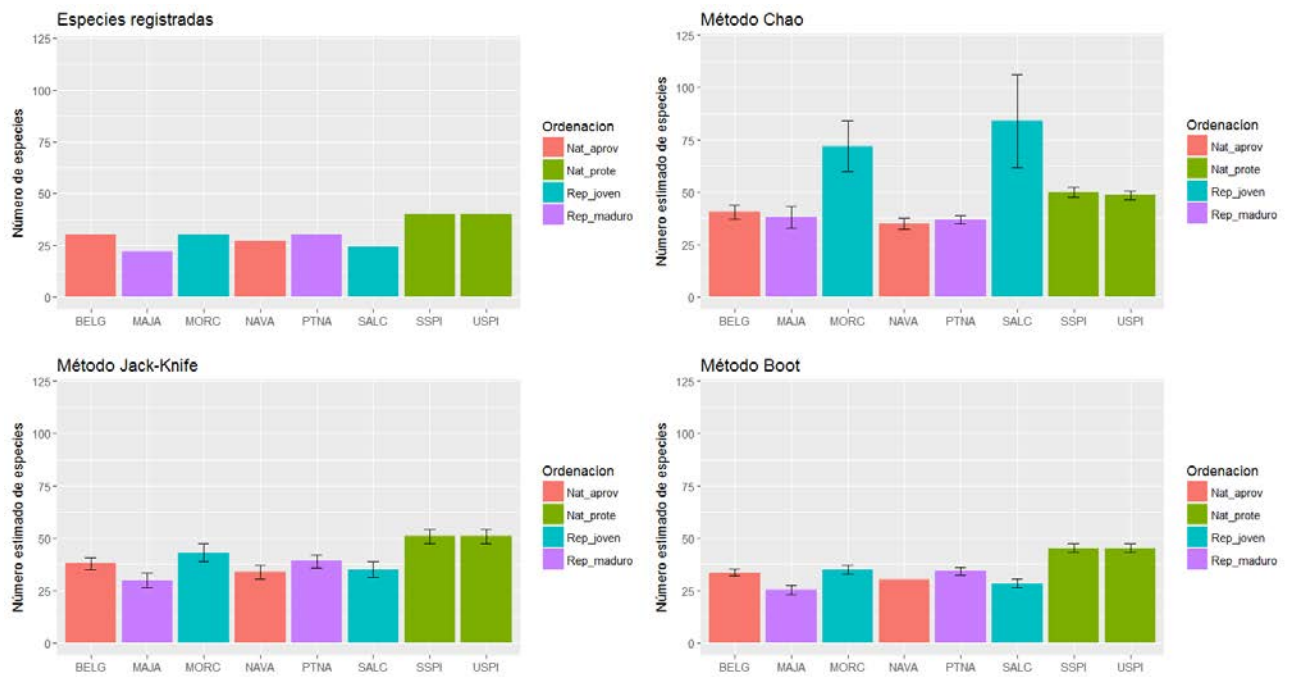


Figura 27: Estima de especies esperadas para las tres metodologías usadas por localidad, en función de tipo de manejo de cada masa.

Por último, se ha realizado un estudio multivariante a fin de encontrar qué especies caracterizan las diferentes comunidades. El ANOVA multivariante (PERMANOVA) no encuentra diferencias significativas en las composiciones de las comunidades de los tipos de ordenación (PERMANOVA, g.l.= 3, $F=1,05$, $P\text{valor}= 0,466$). De cualquier modo esto puede deberse al efecto causado por el bajo número de muestras, lo que invalidaría este tipo de análisis para el esfuerzo de muestreo que se puede aplicar en el tipo de trabajo realizado.

El análisis multivariante de Redundancia (Figura 28) es coherente con el ANOVA multivariante. La mayor parte de las especies permanecen agrupadas en el centro de los ejes, indicando el poco peso de la mayor parte de las especies de la comunidad. Los tipos de ordenación se separan tanto por el eje 1 como por el eje 2. Unas pocas especies tienen algo de peso en estas distinciones. El primer eje está definido correlacionando en su parte positiva con el tipo Natural Protegido, así como por la abundancia de los escolítidos *Ips acuminatus*, *Ips sexdentatus*, especies especialmente ligada a los pinares de pinos de montaña como *P. sylvestris* y *P. nigra*, que utiliza para reproducir el material de pinos cortados y/o apilados. Es muy destacable que este eje también está definido por la presencia y abundancia del escolítido de ambrosía invasor *Gnatotrichus materiarius*. En su parte negativa se separan el resto de Ordenaciones, aunque sin correlación con especies en particular. El eje 2 separa las Ordenaciones Natural en Aprovechamiento (parte positiva) frente a los Repoblados Joven y Maduro (parte negativa). Este segundo eje está definido por la abundancia del escolítido *Ips sexdentatus* (Figura 29) y el depredador *Thanasimus formicarius* (Figura 30).

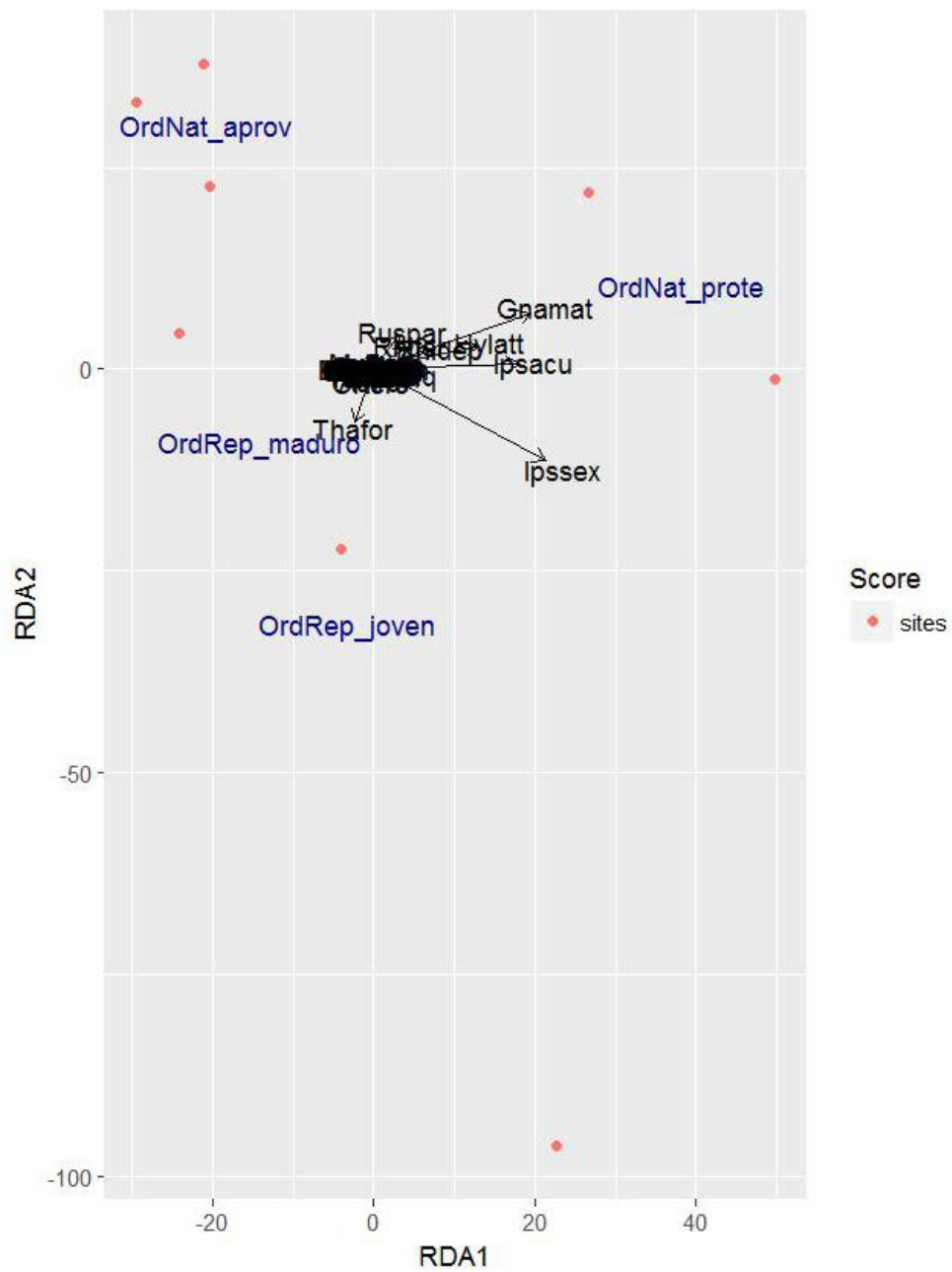


Figura 28: Estima de especies esperadas para las tres metodologías usadas, resaltando el manejo de cada rodal.



Figura 29. *Ips sexdentatus*



Figura 30. *Thanasimus formicarius*

Propuesta de indicadores

Para aplicar las metodologías del De Cáceres y Legendre (2009). Para ello en primer lugar se ha realizado una clasificación natural en función de su composición de especies de los lugares utilizando la técnica Kmeans, frente a la clasificación en función de los tipos de ordenamiento (Tabla 1).

Tabla 1: Agrupamiento de los lugares de muestreo según los diferentes criterios

Clasificación	Grupos
Natural (Kmeans), por composición de especies.	1: SALC, SSPI 2: BELG, MAJA, MORC, NAVA, PTNA 3: USPI
Por tipo de ordenación.	1 Natural con aprovechamiento: BELG, NAVA 2 Natural protegido: SSPI, USPI 3 Repoblado joven: MORC, SALC 4 Repoblado maduro: MAJA, PTNA

Usando la librería de R “Indicspecies” y la función “multipatt” es posible determinar listas de especies que están asociadas a grupos particulares de lugares (o combinaciones de esos). Cuando el objetivo es determinar qué especies se pueden usar como indicadores, un enfoque comúnmente utilizado en ecología es el Valor del Indicador (Dufrêne & Legendre, 1997). Estos autores definieron un índice de Valor Indicador (IndVal) para medir la asociación entre una especie y un grupo de lugares. El método propuesto por estos autores calcula el índice IndVal entre las especies y cada grupo de sitios y luego busca el grupo correspondiente al valor de asociación más alto. Este índice está implementado en la función “multipatt”. Finalmente, la significación estadística de esta relación se prueba usando una prueba de permutación, tanto de lugares individuales como en los agrupamientos calculados en la Tabla 1 (De Cáceres et al., 2010).

El resultado obtenido (Tabla 2) detecta una asociación de tres especies ligada al grupo de lugares 1 obtenido mediante Kmeans, es decir La Salceda y Solana de Siete Picos, y cuatro especies ligados a los grupos 1 + 3, esto es, los lugares anteriores mas la Umbría de Siete Picos. De estas especies seleccionadas, hay que tener en cuenta los parámetros A y B. A indica (entre 0 y 1) si la especie ha sido encontrada en todos los lugares del grupo de lugares y B indica la especie está restringida exclusivamente a ese grupo o aparece también en otros lugares (también entre 0 y 1). Por lo tanto, para el grupo 1, las tres especies seleccionadas serían válidas ya que ambos valores de los parámetros A y B son máximos. En cambio, para el agrupamiento 1+3, la cuarta especie (*Globicornis sulcata*, Glosul), aunque sólo se ha encontrado en lugares de los grupos 1 y 3 (B=1), no aparece en todos los lugares de este grupo y por lo tanto debería descartarse como potencial indicador. De acuerdo con este procedimiento tendríamos de seis especies potencialmente indicadoras asociadas exclusivamente a los lugares La Salceda, Solana y Umbría de Siete Picos.

Si no se realizan asociaciones de grupos los resultados son muy similares, aunque incluyen algunas especies más que no han sido capturadas en todos los lugares de los

grupos (parámetro $A < 1$), como Cocsep y Brapin para el grupo 1, Steghi para el grupo 2, y Crypto y Gliqua para el grupo 3. En cambio, el agrupamiento por tipo de ordenación no genera ninguna asociación entre especies y lugares. Esto es importante y coherente con los resultados del PERMANOVA y el RDA, ya que el tipo de ordenamiento no está ligado a ninguna comunidad y por lo tanto no pueden seleccionarse indicadores para evaluar el impacto del ordenamiento sobre las comunidades. Nuestros resultados indican que las comunidades están más ligadas a lugares que a tipos de ordenamiento.

Tabla 2: Resultados del procedimiento de selección de indicadores para especies individuales.

Método	Permitiendo agrupaciones de grupos de lugares	No permitiendo agrupaciones de lugares
Kmeans	Group 1 #sps. 3 A B stat p.value Antnigri 1 1 1 0.046 * Ernnig 1 1 1 0.046 * Magvio 1 1 1 0.046 * Group 1+3 #sps. 4 A B stat p.value Corlon 1.0000 1.0000 1.000 0.021 * Hylpal 1.0000 1.0000 1.000 0.021 * Pittre 1.0000 1.0000 1.000 0.021 * Glosul 0.9583 1.0000 0.979 0.038 *	Group 1 #sps. 5 A B stat p.value Antnigri 1.0000 1.0000 1.000 0.028 * Ernnig 1.0000 1.0000 1.000 0.028 * Magvio 1.0000 1.0000 1.000 0.028 * Brapin 0.9091 1.0000 0.953 0.023 * Cocsep 0.8175 1.0000 0.904 0.028 * Group 2 #sps. 1 A B stat p.value Steghi 0.9569 1.0000 0.978 0.027 * Group 3 #sps. 2 A B stat p.value Crypto 0.9091 1.0000 0.953 0.037 * Gliqua 0.7836 1.0000 0.885 0.047 *
Ordenación		

También se ha explorado la selección de grupos de especies como indicadores, en lugar de especies únicas (De Cáceres *et al*, 2012), ya que dos o tres especies, cuando se encuentran juntas, pueden acumular más información ecológica que una sola, usando la función “indicators”. El problema es que se generan un número excesivo de combinaciones al trabajar con 234 especies. Por ello se ha recurrido al uso de la función “pruneindicators” para reducir reducir las posibilidades. Primero, la función selecciona aquellos indicadores (especies o combinaciones de especies) que son válidos de acuerdo con los umbrales de entrada At, Bt y alpha; en segundo lugar, la

función descarta aquellos indicadores válidos cuyos patrones de ocurrencia están anidados dentro de otros indicadores válidos; en tercer lugar, la función evalúa la cobertura del conjunto restante de indicadores. Finalmente, explora subconjuntos de un número creciente de indicadores, hasta que se alcanza la misma cobertura que la cobertura del conjunto completo y se devuelve el subconjunto de indicadores. Esta metodología no se puede aplicar a grupos formados por un único lugar, como es el caso del grupo 3 que sólo incluye el lugar Umbría de Siete Picos. Los resultados obtenidos se ilustran en la Tabla 3.

Tabla 3: Resultados del procesamiento de selección de indicadores para especies individuales.

Grupo de lugares	Indicadores seleccionado
Grupo 1: SALC, SSPI	A B sqrtIV p.value Antnigri 1 1 1 0.04
Grupo 2: BELG, MAJA, MORC, NAVA, PTNA	A B sqrtIV p.value Lonlur+Pitbuy 1 1 1 0.03

Los resultados son más o menos coherentes con la metodología de especie individual. Para el grupo 1 sólo selecciona una especie individual, el bupréstido *Anthaxia nigrigula*, ya seleccionado junto al ptínido *Ernobius nigrinus* y el curculiónido *Magdalis violacea*. Par el grupo 2, donde no se habían seleccionado especies individuales, este método ha seleccionado el binomio formado por el crisomélido *Longitarsus luridus* y el escolítido *Pityophthorus buyssoni*, pareja exclusivamente ligada a los lugares del grupo 2 y que aparece en todos los lugares de ese grupo.

Por lo tanto, y a modo de resumen, se propone inicialmente como indicadores de lugares Salceda y Solana de Siete Picos a las especies *Anthaxia nigrigula*, *Ernobius nigrinus* y *Magdalis violacea*. Si se agrupan estos lugares con la Umbría de Siete Picos con las especies indicadoras serían *Corticeus longulus*, *Hylurgops palliatus* y *Pityogenes trepanatus*. Este agrupamiento permitiría unir Umbria y Solana de Siete Picos, ambos en ordenación Natural protegido, aunque unidas al Repoblado Joven de Salceda. No tendríamos por tanto un buen indicador de Ordenación sino más bien un indicador de localidades.

Para el resto de ordenaciones, incluyendo Natural en aprovechamiento, Repoblados maduros y un repoblado joven (Grupo 2) se ha seleccionado el binómio formado por *Longitarsus luridus* y *Pityophthorus buyssoni*.

Conclusiones

Los estudios sobre fauna de coleópteros saproxílicos de zonas forestales son útiles dado que las especies que se citan son indicadoras ecológicas sensibles al manejo de las masas forestales, además de ser bioindicadoras de la calidad de los bosques. Es por ello que estos estudios pueden contribuir a desarrollar las prácticas forestales que mejor conserven a las especies saproxílicas amenazadas, así como suponer una útil herramienta a la hora de catalogar los espacios naturales que deben ser protegidos, además se pueden utilizar como posibles indicadores de zonas de alta biodiversidad.

Gracias al muestreo de coleópteros saproxílicos en el Parque Nacional de la Sierra de Guadarrama llevado a cabo durante 2019, se han determinado 232 especies de 300 encontradas, pertenecientes a 47 Familias diferentes. Algunas Familias son de muy difícil identificación, dado que son conocidos por muy pocos especialistas en toda Europa. Todos ellos serán enviados para poder ser incluidos en el listado a posteriori.

De entre todas estas especies cabe destacar alguna de ellas, como por ejemplo *Pytho depressus*, saproxilófago muy esporádico en el sur del continente europeo, donde queda relegado a zonas montañosas. Ha sido recolectado en las trampas instaladas tanto en la solana como en la umbría de Siete Picos, zonas de masa natural protegida. Otra especie interesante es *Rushia parreyssi*, otro saproxilófago excelente bioindicador del grado de conservación de una zona. Se han capturado 401 ejemplares en el Pinar de los Belgas (masa natural con aprovechamiento) y 375 individuos en la Solana de Siete Picos, que es una masa natural dedicada a protección. Se ha detectado también la presencia de *Glaphyra marmottani*, xilófago también detectado pero en muy escasas ocasiones en la Península Ibérica. Sólo se ha detectado un ejemplar en La Salceda. Otro excelente bioindicador es *Bothrideres bipunctatus*, ectoparásito del que se tienen muy escasas citas, asociadas siempre a bosques maduros. Dajoz (1977) comenta que es una reliquia del terciario en vías de desaparición.

Otros saproxilófagos con carácter bioindicador son *Cerylon ferrugineum*, *Ampedus balteatus*, *Platycerus spinifer*, *Anaspis* c.f. *flava* y *Trixargus carinifrons*. Algunos insectos muy abundantes han resultado los escolítidos *Ips acuminatus* e *Ips sexdentatus*, así como uno de sus más importantes depredadores: *Thanasimus formicarius*. También se han recolectado numerosos ejemplares de las especies *Rhagium inquisitor*, *Rhizophagus depressus* y *Rhizophagus ferrugineus*, todos ellos son especies muy comunes en pinares del Parque Nacional.

Se han capturado varias especies endémicas del Sistema Central, como los carábidos *Carabus ghilianii*, *Laemostenus pinicola*, *Nebria vuillefroyi*, *Steropus ghilianii* y *Zabrus seidlitzii*. Otras especies de marcado interés son *Magdalis linearis* y *Cimberis attelaboides*.

Analizando las poblaciones de todos los insectos capturados se pueden concluir diversas afirmaciones. La Solana de Siete Picos ha registrado el mayor número de especies, con un total de 121 especies, seguido muy de cerca por La Salceda con 119. Se observa una importante diferencia con el lugar relativamente más pobre en especies, Pinar de los Belgas con 79 especies registradas. Si se tiene en cuenta el número de especies en función del tipo de ordenación, puede observarse que la Masa

Natural dedicada a protección es la que mayor número de especies acumula, con 149, si bien el ordenamiento correspondiente a Repoblado joven apenas presenta diferencia en número de especies, con 147. Los ordenamientos Natural con Aprovechamiento y Repoblado Maduro acumulan 128 y 122 especies respectivamente.

Respecto al método de trampeo, la trampa modelo Crosstrap negra es la más apropiada para realizar este tipo de muestreos. Dado que las especies objetivo son los coleópteros saproxilófagos principalmente, su semejanza con un fuste de pino la convierten en atractiva. La modalidad de Crosstrap con vanos amarillos, sólo permite ampliar el conocimiento de especies florícolas, siendo más efectiva en primavera temprana, cuando florecen las leguminosas de la zona. Las trampas de caída por su parte, sí que complementan muy bien las capturas de las trampas aéreas, ya que algunos insectos no tienen habilidades para el vuelo.

Los índices de diversidad de las distintas zonas de muestreo han sido elevados, pero las diferencias han sido escasas, ya que el Puerto de la Morcuera, que ha resultado ser el más diverso presenta un índice poco por encima de 3, mientras que la Solana de Siete Picos, que ha sido el de menor índice, ha tomado un valor de 2,4. Si se tiene en cuenta el tipo de masa, la Masa Natural con Aprovechamiento resulta ser la de mayor índice, con valor en torno a 2,8 mientras que es el Repoblado joven el que dispone de un menor índice, apenas por encima de 2,5. El índice de diversidad alfa es mejor indicador de la complejidad del ecosistema ya que además de tener en cuenta el número de especies, también representa las abundancias relativas entre ellas.

El estudio de la diversidad beta, por su parte, permite estimar cómo de diferentes son las composiciones de especies de las diferentes comunidades entre parejas de lugares. De su análisis se deduce que Es muy claro que las comunidades más parecidas son las registradas en los lugares de La Salceda, Solana y Umbría de Siete Picos. Por otro lado, se forma un grupo formado por el resto de localidades. Entre éstas, la comunidad del Puerto de la Morcuera es menos parecida a todas las demás. Del resto, la comunidad de Majalperro comparte menos especies con las demás. Las comunidades encontradas en Pinar de los Belgas y Puerto de Navafría son muy similares, y algo diferentes a la del Pinar de Navafría. Según los diferentes tipos de masa, la comunidad correspondiente a la Masa Natural Protegida es la que comparte menos especies con el resto de masas, con casi el 50 % de especies diferentes. Las comunidades del resto de ordenaciones se parecen mucho más, siendo las más parecidas las correspondientes a Repoblado Maduro y Natural en Aprovechamiento, que la que aparece en Repoblado Joven.

Las curvas de rarefacción indican que las zonas de Solana y Umbría de Siete Picos, junto con la de La Salceda están cerca del máximo de capturas con sólo una campaña de muestreo. Con el resto de zonas de muestreo no ocurre lo mismo. Anteriores trabajos realizados, muestran especies de marcado interés que no han sido capturadas a lo largo de este año, así como que las curvas de rarefacción mostraban estar lejos de la asíntota. Esto podría explicarlo un año notablemente prolífico en lo que a capturas se refiere, gracias a características climáticas que pueden haber sido beneficiosas para la emergencia de ciertos insectos.

Por otro lado, los estudios multivariantes no señalan especies características de las diferentes comunidades. Pero en lo que se refiere a la búsqueda de especies

indicadoras se propone inicialmente como indicadores de los lugares La Salceda y Solana de Siete Picos a las especies *Anthaxia nigrifula*, *Ernobius nigrinus* y *Magdalis violacea*. Si se agrupan estos lugares con la Umbría de Siete Picos las especies indicadoras serían *Corticellus longulus*, *Hylurgops palliatus* y *Pityogenes trepanatus*. Este agrupamiento permitiría unir Umbria y Solana de Siete Picos, ambos en ordenación Natural protegido, aunque unidas al Repoblado Joven de Salceda. No tendríamos por tanto un buen indicador de Ordenación sino más bien un indicador de localidades. Para el resto de ordenaciones, incluyendo Natural en aprovechamiento, Repoblados maduros y un repoblado joven se ha seleccionado el binomio formado por *Longitarsus luridus* y *Pityophthorus buyssoni*.

Dado lo mucho que la climatología influye en la aparición de determinadas especies en abundancia como para poderlos capturar con los métodos de muestreo utilizados en este tipo de trabajos, nuevos muestreos permitirían perfilar estos indicadores para los diferentes tipos de masa, que era el resultado esperado, así como ampliar el número de especies o grupos de especies indicadoras, lo que teniendo en cuenta las fluctuaciones referidas, puede ser importante de cara a su utilización futura.

Bibliografía

Agosti, D.M., Alonso, J.D., Schultz, L.E. & Ted, R. (2000). *Ants standard methods for measuring and monitoring biodiversity*.

Baptiste Auguie (2016). gridExtra: Miscellaneous Functions for "Grid" Graphics. R package version 2.2.1.

Bacaro, G., Rocchini, D., Ghisla, A., Marcantonio, M., Neteler, M. & Chiarucci, A. (2012). The spatial domain matters: Spatially constrained species rarefaction in a Free and Open Source environment. *Ecological Complexity*, 12: 63-69.

Bojorquez-Tapia, L.A., Azuara, I., Ezcurra, E. & Flores-Villela, O. (1995). Identifying conservation priorities in Mexico through geographic information systems and modeling. *Ecological Applications*, 5(1): 215-231.

Buddle, C.M., Spence, J.R. & Langor, D.W. (2000). Succession of boreal forest spider assemblages following wildfire and harvesting. *Ecography*, 23(4): 424-436.

Buddle, C.M., Beguin, J., Bolduc, E., Mercado, A., Sackett, T.E., Selby, R.D., Varady-Szabo, H. & Zeran, R.M. (2005). The importance and use of taxon sampling curves for comparative biodiversity research with forest arthropod assemblages. *The Canadian Entomologist*, 137(1): 120-127.

Colwell, R.K. & Coddington, J.A. (1994). Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philosophical Transactions: Biological Sciences*: 101-118.

De Cáceres, M., Legendre, P., and Moretti, M. 2010. Improving indicator species analysis by combining groups of sites. *Oikos*, 119(10): 1674-1684.

De Cáceres, M., Legendre, Wiser, S.K. and Brotons, L. 2012 Using species combinations in indicator value analyses. *Methods in Ecology and Evolution*, 3, 973-982.

Dufrêne and Legendre, P. 1997 Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetrical approach. *Ecological Monographs*, 67(3):345-366.

Deharveng, L. (2001). Mapping European endemism: the project "Endemism". *Mapping Subterranean Biodiversity: Karst Waters Institute Special Publication*, 6: 12-14.

Gallego, Diego & Campo, M.T. (2010). El Bosque ante el cambio climático. Murcia en clave ambiental. Nº 25. 16-27.

Gotelli, N.J. & Colwell, R.K. (2001). Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology Letters*, 4(4): 379-391.

Gotelli, N.J. & Colwell, R.K. (2011). Estimating species richness. *Biological Diversity: Frontiers in Measurement and Assessment*, 12: 39-54.

Gotelli, N.J. & Chao, A. (2013). Measuring and estimating species richness, species diversity, and biotic similarity from sampling data.

Gotelli, N. J. & G. L. Entsminger. 2011. EcoSim: Null models software for ecology. Version 7.0. Acquired Intelligence Inc. & Kesey-Bear: Jericho, USA. En: <http://garyentsminger.com/ecosim.htm>

Kobayashi, S. & Kimura, K. (1994). The number of species occurring in a sample of a biotic community and its connections with species-abundance relationship and spatial distribution. *Ecological Research*, 9(3): 281-294.

Koivula, M. & Niemel, J. (2003). Gap felling as a forest harvesting method in boreal forests: responses of carabid beetles (Coleoptera, Carabidae). *Ecography*, 26(2): 179-187.

Komonen, A. (2003). Hotspots of insect diversity in boreal forests. *Conservation Biology*, 17(4): 976-981.

Lawton, J.H., Bignell, D.E., Bolton, B. & Bloemers, G.F. (1998). Biodiversity inventories, indicator taxa and effects of habitat modification in tropical forest. *Nature*, 391(6662): 72.

Magurran, A.E. (2004). *Measuring Biological Diversity* Blackwell Publishing Oxford Google Scholar.

Mulder, C. (1999). Insects affect relationships between plant species richness and ecosystem processes. *Ecol Lett*, 2: 237-246.

Nieto, A. & Alexander, K. (2010). *European Red List of Saproxylic Beetles*. Luxembourg: Publications Office of the European Union: 1–44.

Oksanen, J., Blanchet, F.G., Kindt, R., Legendre, P., Minchin, P.R., O'hara, R.B., Simpson, G.L., Solymos, P., Stevens, M.H.H. & Wagner, H. (2013). Package 'vegan'. *Community Ecology Package, Version, 2(9)*. <https://CRAN.R-project.org/package=vegan>

Olszewski, T.D. (2004). A unified mathematical framework for the measurement of richness and evenness within and among multiple communities. *Oikos*, 104(2): 377- 387.
R Core Team. (2016). *R: A Language and Environment for Statistical Computing*. R Foundation for Statistical Computing, 2015; Vienna, Austria. <http://www.R-project.org/>

Rainio, J. & Niemel, J. (2003). Ground beetles (Coleoptera: Carabidae) as bioindicators. *Biodiversity and Conservation*, 12(3): 487-506.

Robert, Kenneth L Dickson John Cairns & Livingston, J. (1978). *Biological data in water pollution assessment: quantitative and statistical analyses*. ASTM International.

Sanders, H.L. (1968). Marine benthic diversity: a comparative study. *The American Naturalist*, 102(925): 243-282.

Schneider, K. & Culver, D.C. (2004). Estimating subterranean species richness using intensive sampling and rarefaction curves in a high density cave region in West Virginia. *Journal of Cave and Karst Studies*, 66(2): 39-45.

Simberloff, D. (1972). Properties of the rarefaction diversity measurement. *The American Naturalist*, 106(949): 414-418.

Wickham, H. (2009). *ggplot2: Elegant Graphics for Data Analysis* Springer-Verlag. New York.