



UNIVERSIDAD DE JAÉN
Facultad de Ciencias Experimentales

Trabajo Fin de Grado

Descripción de las comunidades de arañas presentes en olivares de Jaén

Alumno/a: Luis González Villalón

Julio, 2023

Trabajo Fin de Grado

Descripción de las comunidades de arañas presentes en olivares de Jaén



Alumno: Luis González Villalón

Jaén, Julio de 2023

ÍNDICE

1. RESUMEN	1
2. INTRODUCCIÓN	2
2.1. Anatomía.....	4
2.2. Ecología.....	9
2.3. Ciclo biológico.....	13
2.4. Cópula.....	14
2.5. Ecdisis.....,,,	15
2.6. Aracnofobia y toxicidad.....	16
2.7. Técnicas de análisis ecológico de las comunidades.....	17
3. OBJETIVOS.....	18
4. MATERIAL Y MÉTODOS.....	18
4.1. Área de estudio.....	18
4.2. Estrategia de muestreo.....	21
4.3. Métodos de captura.....	22
4.4. Conservación y etiquetado de los especímenes.....	22
4.5. Determinación de los especímenes.....	23
4.5. Métodos para el análisis de datos.....	25
5. RESULTADOS.....	26
5.1. Familias destacadas	32
6. DISCUSIÓN	35
7. CONCLUSIÓN.....	37
8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	39
9. ANEXOS	44

1. RESUMEN

A través de una serie de muestreos se pretende realizar un estudio de la diversidad y la descripción de las comunidades de arañas (Araneae) presentes en el olivar. Éstos se han llevado a cabo empleando una metodología concreta en diferentes parcelas situadas en el término municipal de La Guardia de Jaén (Jaén), entre diciembre de 2022 y mayo de 2023. Dichos olivares son de carácter convencional y debido a los tratamientos que se emplean para el cuidado y explotación de los mismos, está teniendo lugar una reducción significativa de la biodiversidad en ellos. Con objeto de conocer en qué medida afecta el período del año a la diversidad de arañas, este estudio se ha dividido en diferentes fechas de muestreo. Han sido 144 el total de individuos recolectados, pertenecientes a 40 taxones distribuidos en 16 familias diferentes. El estudio estadístico nos desvela la existencia de una mayor diversidad en una de las tres fechas seleccionadas, además de existencia de influencia de la época en el número de individuos adultos y juveniles.

Palabras clave: Arañas, Araneae, Biodiversidad, Olivar, Jaén

ABSTRACT

The aim of a series of samplings is to carry out a study of the diversity and description of the spider communities (Araneae) present in the olive grove. These have been carried out using a specific methodology in different plots located in the municipality of La Guardia de Jaén (Jaén), between December 2022 and May 2023. These olive groves are of a conventional nature and due to the treatments used for their care and exploitation, a significant reduction in biodiversity is taking place in them. In order to find out to what extent the period of the year affects spider diversity, this study has been divided into different sampling dates. A total of 144 individuals were collected, belonging to 40 taxa distributed in 16 different families. The statistical study reveals the existence of a greater diversity on one of the three selected dates, as well as the existence of an influence of the time of year on the number of adult and juvenile individuals.

Key words: Spiders, Araneae, Biodiversity, Olive grove, Jaén

2. INTRODUCCIÓN

De entre todos los filos descritos pertenecientes al reino animal, es el filo Artropoda (Arthropoda) el que presenta una mayor diversidad (Zhang, 2013). En este filo se agrupan más de un millón de especies, pese a que se tiene muy claro que este valor en realidad está muy por debajo de la realidad, pues aún quedan muchas especies por describir. Dentro del filo Artrópodos se han descrito diferentes subfilos: el extinto Trilobitomorfa y por otro lado, Hexapodos, Crustáceos, Miriapodos y por último, Quelicerados (Meusemann et al., 2010). Clásicamente el subfilo Quelicerados se subdivide en Picnogónidos, Xifosuros y Arácnidos. Éstos dos últimos forman además parte del clado Euquelicerados (Giribet et al., 2001).

Estudios actuales indican que los Arácnidos, uno de los grupos de artrópodos de mayor éxito evolutivo, capaces de conquistar tanto ecosistemas terrestres como marinos, son un grupo monofilético en el cual se reconocen once órdenes: Araneae, Opiliones, Scorpiones, Acari, Pseudoescorpiones, Solifugae, Amblypygi, Palpigradi, Ricinulei, Schizomida y Uropygi (Zhang, 2013).

Sin embargo, existe bastante controversia y dudas en cuanto a las relaciones evolutivas dentro de la clase Arácnidos. Tras un estudio realizado en 2014, se concluyó la existencia de conflictos sistemáticos en cuanto a la filogenia del grupo, pues los órdenes Acariformes, Parasitiformes y Pseudoescorpiones mostraban una tasa evolutiva mucho más rápida que el resto de órdenes. Tras el análisis de entorno a 200 genes diferentes, se crearon árboles filogenéticos los cuales eran incompatibles. Se demostró además tras esto la monofilia del clado Euquelicerados, así como de los propios Quelicerados y Arácnidos. A su vez, dentro de la clase Arácnidos, los estudios filogenéticos mostraron que Acari, formado por garrapatas y ácaros, podría ser en realidad dos grupos diferentes, cuyas similitudes se pudieran deber a convergencia evolutiva, por lo que podría tratarse como Acariformes y Parasitiformes de manera separada (Sharma et al., 2014)

En este trabajo nos centraremos en el estudio de las Arañas (Araneae), concretamente en las presentes en el olivar, ecosistema agrícola dominante en gran

parte de Andalucía (España), en el que además existe un gran desconocimiento acerca de la biodiversidad presente en el mismo.

El orden Araneae, las arañas, se divide a su vez en 2 subórdenes: Mesothelae y Opisthothelae, encontrándose éste último dividido en dos infraórdenes: Araneomorphae y Mygalomorphae (Melic et al., 2015). El primero no tiene representación ibérica, siendo el grupo más primitivo de todos, en el cual podemos observar caracteres como la segmentación del opistosoma. Los migalomorfos se caracterizan porque la orientación de sus quelíceros es paralela, siendo conocidos como ortognatos. Por otro lado, los araneomorfos poseen los quelíceros cruzados entre sí y son conocidos como labidognatos (Cárdenas, 2008).

Los arácnidos y por ende, las arañas, han sufrido una adaptación evidente hacia la vida terrestre, lo que hace que su anatomía sea notablemente distinta, adaptada a esta forma de vida (Hickman et al., 1999). Desaparecen las láminas branquiales y se desarrollan órganos aéreos para la respiración.

El orden Araneae, es decir, las arañas, que además constituyen junto a Acari el grupo más diverso de arácnidos, se conocen desde el Carbonífero, por tanto, desde la era Paleozoica, apareciendo inclusive algunos ancestros cercanos que se remontan al Devónico: Uraraneida (Melic et al., 2015).

Pese a la escasez general de arácnidos en el registro fósil con motivo de la naturaleza de sus hábitats, lejanos a los lugares donde se depositaban sedimentos durante la formación de rocas y también debido a sus exoesqueletos biodegradables y poco resistentes, bien es cierto que las arañas (Araneae) si han sido más frecuentes y se conoce bastante acerca de ellas a partir del Devónico. Durante el Mesozoico apareció una aracnofauna muy similar a la actual, pudiéndose clasificar muchos de los fósiles de aquella época en las familias actuales (Selden, 1996).

Las arañas habitan prácticamente todos los ecosistemas terrestres, inclusive hábitats remotos y desconocidos como las cavernas, no habiéndose observado sin embargo aún ejemplares en la Antártida.

A nivel mundial se han reconocido a día de hoy unas 51.000 especies de arañas, agrupadas en 132 familias (World Spider Catalog, 2023). Si bien es cierto, como he mencionado antes, se estima que este dato es inferior al real, y son muchas las especies nuevas que se van describiendo poco a poco en la actualidad. Por otro lado, en la Península Ibérica se conocen actualmente 56 familias de arañas y 1493 especies, siendo 282 de las mismas especies endémicas ibéricas, según la última revisión realizada (Branco et al., 2019).

2.1. Anatomía

Al igual que en el resto de grupos animales, para el estudio de los arácnidos es fundamental y relevante conocer la anatomía y morfología de éstos, lo que además nos ayudará y permitirá identificar taxonómicamente en el laboratorio los ejemplares que hemos ido recolectando.

Las arañas presentan un patrón o estructura corporal, basado en la presencia de tan solo dos tagmas corporales, uno anterior y otro posterior. El tagma o región anterior, el cual se conoce como prosoma o cefalotórax, se caracteriza porque no está segmentado. Por otro lado, el posterior, el opistosoma o abdomen, aparece segmentado en aquellos arácnidos más primitivos, no siendo así en las arañas. Pues bien, estas dos regiones en las cuales se basa la morfología de los arácnidos, se encuentran unidas por una especie de pedúnculo, el cual se conoce como pedicelo (Hoffmann y del Carmen, 1993).

Las arañas, así como el resto de arácnidos, presentan 6 pares de apéndices, estando todos ellos presentes en el prosoma. El primer par de apéndices son los quelíceros, el segundo los pedipalpos y el resto, patas marchadoras, cuya finalidad no es otra que la locomoción. Cabe destacar que a diferencia de otros grupos, las arañas no poseen antenas.

Algunas de las estructuras mencionadas pueden variar dentro de los órdenes que componen a los arácnidos. Un ejemplo claro de esto se da entre los pedipalpos de las arañas y los escorpiones: para las arañas son grandes y vistosos con función

de cortejo y de órgano copulador, mientras que en los escorpiones tienen forma de tenazas que sirven para sostener y triturar la presa.

En el caso de las arañas, el orden en el que nos centramos en nuestro estudio, poseen unos quelíceros compuestos de dos artejos: el tallo y el gancho, también conocido como uña queliceral (Melic et al., 2015). En las mencionadas uñas desembocan las glándulas del veneno, por lo que los quelíceros son una estructura de relativa importancia en la vida de estos animales, como veremos más adelante. Además, presentan unos pedipalpos, los cuales adquieren una función sensorial y que, en el caso de los machos, contienen en su extremo, es decir, en el tarso, un bulbo copulador, que permite transferir el espermatóforo a las hembras durante el desarrollo de la cópula (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010).

Las patas marchadoras dedicadas a la locomoción constan de los siguientes elementos (Figura 2.1): coxa, trocánter, fémur, patela, tibia, metatarso y por último, tarso. También podríamos incluir el pretarso, que incluye dos o tres uñas. Las patas además están dotadas de múltiples y variadas pilosidades y espinaciones que brindan un amplio abanico de variación. Para extender éstas, no presentan músculos extensores, sino que lo hacen gracias a presiones hidráulicas internas (Yap et al., 2022).

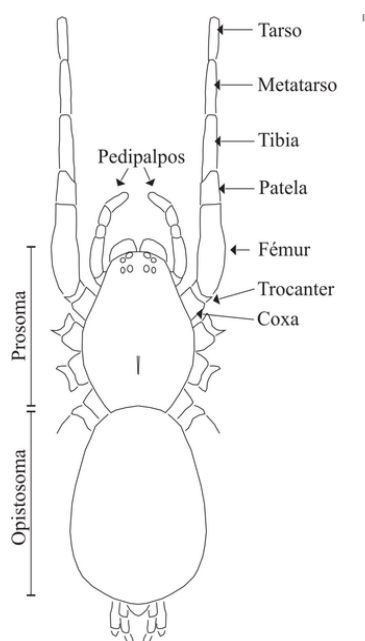


Figura 2.1. Partes de la pata de una araña. Modificado a partir de Ubick et al., 2017.

Por último, antes de pasar al opistosoma, destacaremos en el prosoma el esternón, una placa rígida ventral que se puede diferenciar a simple vista entre las coxas de las patas, cuya región anterior además se encuentra articulada con el labio, el cual se encuentra entre las láminas maxilares (Melic et al., 2015). También cabe destacar que el prosoma está recubierto por un escudo prosómico, una capa esclerotizada, en cuya región anterior se encuentran los ojos, cuyo número y disposición varía en función de cada familia. Es de pensamiento popular que todas las arañas poseen ocho ojos. Sin embargo, existen casos en los que ha existido una reducción parcial de éste, en los que encontramos por ejemplo seis, y otros en los que la reducción ha sido total, como es el caso de alguna araña cavernícola.

Los ojos se disponen en dos filas generalmente, aunque existen excepciones como ocurre en la familia Oxyopidae o Lycosidae (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010). El espacio existente entre ojos y quelíceros se conoce como clípeo y que generalmente es estrecho. Existen abreviaturas que nos permiten diferenciar los ojos en función de su posición (Figura 2.2): ojos AM (antero-medianos), PM (postero-medianos), LA (laterales anteriores) y LP (laterales posteriores) (Ubick et al., 2017).

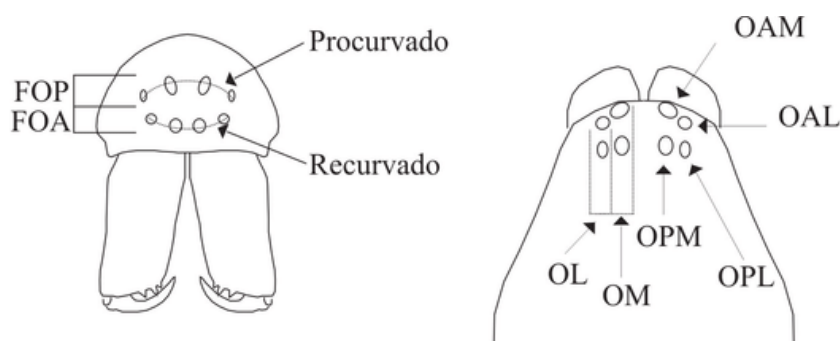


Figura 2.2: Disposición y nomenclatura de los ojos de una araña. Modificado a partir de Ubick et al., 2017

Pasamos al opistosoma, centrándonos principalmente en la zona ventral del mismo (Figura 2.3), donde podemos observar el surco epigástrico, una sección transversal, el cual se sitúa bajo el orificio genital, estando este último modificado en el caso de las hembras en unas placas esclerosadas, el epigino, que es la abertura genital femenina, estructura en la que, junto a los pedipalpos, nos

centraremos durante la observación de los ejemplares bajo lupa, facilitándonos el reconocimiento del sexo de los individuos. En el orificio genital se ubica en las hembras las espermatecas, un receptáculo al cual se accede a través del epigino (Melic et al., 2015).

Cabe mencionar además que las hembras y machos de algunas especies pueden diferenciarse de manera relativamente sencilla, ya que las arañas presentan un dimorfismo sexual claro, pues las hembras son más grandes que los machos de su misma especie. Existen casos evidentes como en las arañas *Argiope*.

Las placas pulmonares, formadas por un par de filotráqueas y pulmones en libro, son la estructura respiratoria de las arañas, las cuales se encuentran a ambos lados del orificio genital, al igual que éste, sobre el surco epigástrico. Son estructuras respiratorias que externamente suelen aparecer como áreas algo más esclerosadas.

Las mencionadas estructuras genitales externas tienen una elevada importancia en la diagnosis específica, sin embargo, no se logran apreciar hasta que el individuo alcanza la madurez, es decir, el estado adulto. Ésto hace realmente compleja la identificación específica de las arañas en estadio juvenil.

Además, los órganos genitales y la complejidad que éstos presentan, nos permiten clasificar las arañas en dos grupos diferenciados (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010):

- Arañas enteleginas: presentan epigino en el caso de las hembras y en el de los machos, bulbo copulador en los tarsos, los cuales se encuentran ensanchados y muy modificados. Algunas de éstas son las arañas pertenecientes a las familias Salticidae o Thomisidae.

- Arañas haploginas: no encontramos el epigino exterior. En los machos, los tarsos son poco modificados y presentan bulbo muy esclerosado. Un ejemplo de ello es la familia Dysderidae.

En la región más posterior del opistosoma encontramos el ano, el cual se encuentra elevado en un cono. Destacan también por la zona las hileras, que se

comunican con las glándulas de la seda y están constituidas por las espineretas, de donde sale la seda en forma líquida, que al entrar en contacto con el aire y estirarse se endurece. Típicamente son tres pares (Figura 2.3): las anteriores, medias y posteriores, las cuales tienen un tamaño y forma desigual.

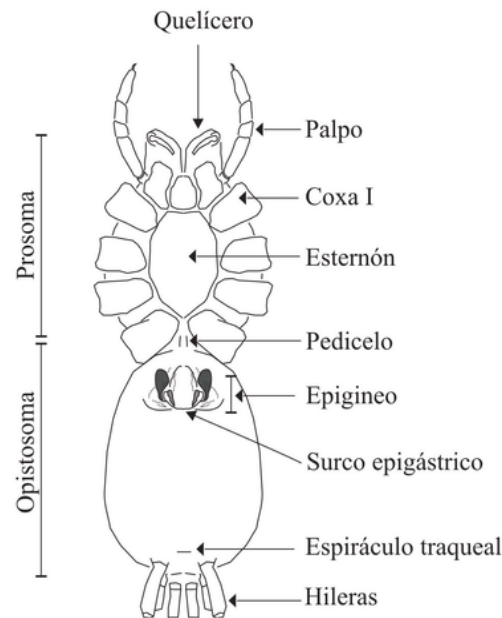


Figura 2.3: Anatomía ventral de una araña. Modificado a partir de Ubick et al., 2017.

Podemos destacar además en las arañas cribeladas una estructura la cual les da nombre, el cribelo (Figura 2.4). Ésta es una placa situada en la parte anterior de las hileras. Además estas arañas presentan el conocido como calamistro, el cual consta de una o dos hileras de pelos en la zona dorsal del metatarso de las patas posteriores (Figura 2.4), las cuales tienen como función cardar la seda (Melic et al., 2015).

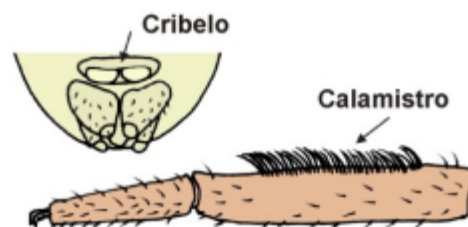


Figura 2.4. Calamistro y cribelo (Melic et al., 2015).

2.2. Ecología

Las arañas son animales que viven de forma independiente, es decir, poco gregaria, y cuyo comportamiento y forma de vida es a día de hoy poco conocida por el público general (Almada y Medrano, 2006). Podemos encontrar arañas en prácticamente todos los rincones del mundo. Suelen vivir en zonas oscuras y húmedas, como podría ser bajo troncos y piedras, aunque, cada vez son más las especies de arañas que habitan lugares antropizados. Son muchas las arañas cuyos hábitos de vida están totalmente relacionados con ambientes urbanísticos, al igual que existen especies que, gracias a la actividad humana, pueden dispersarse y alcanzar nuevos ecosistemas o territorios (Simó et al, 2011).

Algunas arañas son notablemente sensibles a cambios en las condiciones ambientales y es por ello que, algunas arañas pueden utilizarse como bioindicadores naturales (Ghione et al., 2017).

La mayoría de las arañas poseen actividad nocturna, por lo que la visión no es uno de los fuertes de éstas, no destacando en sus estrategias de vida y caza. Sin embargo, existen algunas familias caracterizadas por sus hábitos diurnos, entre las que destacan las arañas de la familia Salticidae las cuales están dotadas de gran visión, las arañas de la familia Thomisidae, conocidas como arañas cangrejo, las cuales acechan a sus presas para depredarlas, y por último, unas de las grandes constructoras de telas orbiculares, las pertenecientes a Araneidae (Melic et al., 2015).

En cuanto a la dieta, a excepción de algún caso de araña omnívora, que complementa su dieta con el néctar de las flores, la gran parte de las arañas son estrictamente carnívoras y por tanto, depredadoras. Las arañas son invertebrados polívoros, es decir, generalistas, consumen todo tipo de invertebrados (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010). De entre la multitud de presas que depredan las arañas, las más destacadas y habituales son los artrópodos vivos, como los insectos, que, pese a ser animales provistos de una cutícula quitinosa, son el alimento por predilección de estos arácnidos. Por tanto, puede ser de gran beneficio

tenerlas cerca, pues debido a sus hábitos alimenticios son buenas controladoras biológicas de plagas.

Algo curioso y a tener en cuenta es que el opistosoma de las arañas se caracteriza por ser dilatable, lo que le permite al individuo consumir gran cantidad de alimento en tramos cortos de tiempo, además de poder aumentar considerablemente el número de presas consumidas en aquellos períodos en los que éstas abundan. También en aquellos períodos donde se da la situación contraria y haya una notoria escasez, pueden disminuir su tasa metabólica (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010).

Cabe mencionar que las arañas no se alimentan del cuerpo del animal que cazan, sino que se alimentan de los jugos internos de su organismo. Poseen una digestión externa. Los quelíceros constituyen una parte fundamental de las arañas, pues además de inocular el veneno para acabar con sus víctimas, son utilizados para abrir la presa e inyectar enzimas digestivas que disuelven los tejidos corporales, para así poder alimentarse de éstos, hasta dejar por último la cutícula del animal y aquellos restos incapaces de ser digeridos (Melic et al., 2015).

En función de, aquella técnica implementada por las distintas especies de arañas para obtener alimento, podríamos clasificar a las arañas en diferentes gremios funcionales. En primer lugar, podríamos dividir las arañas en: arañas que utilizan telarañas para capturar a sus presas, es decir, de forma pasiva, como las pertenecientes a la familia Araneidae y, por otro lado, arañas que llevan a cabo una caza activa en busca de sus presas (Uetz, 1999).

A su vez, las conocidas como arañas tejedoras se subdividen en cuatro grupos en función del tipo de redes (Figura 2.6):

- Tejedoras de redes orbiculares, elaboradas a partir de un centro, con la presencia de hilos con forma espiral o radial (Figura 2.5).

- Tejedoras de redes irregulares sin patrón determinado, las cuales poseen una forma tridimensional.

-Tejedoras de redes laminares, densas y con una zona horizontal convexa donde caen los insectos.

-Tejedoras de redes tubulares, normalmente junto a piedras y troncos.



Figura 2.5. Ejemplo de tela orbicular. Ejemplar de la especie *Argiope lobata*.

Las arañas que realizan un tipo de caza activa se dividen en (Figura 2.6):

-Emboscadoras, las cuales se camuflan en el entorno, esperando a sus presas.

-Acechadoras, que tras una espera, saltan hacia su presa cuando está lo suficientemente cercana.

-Corredoras de suelo.

-Corredoras de follaje. Actúan de la misma manera que el anterior grupo pero en lugar de hacerlo sobre suelo, sobre vegetación.

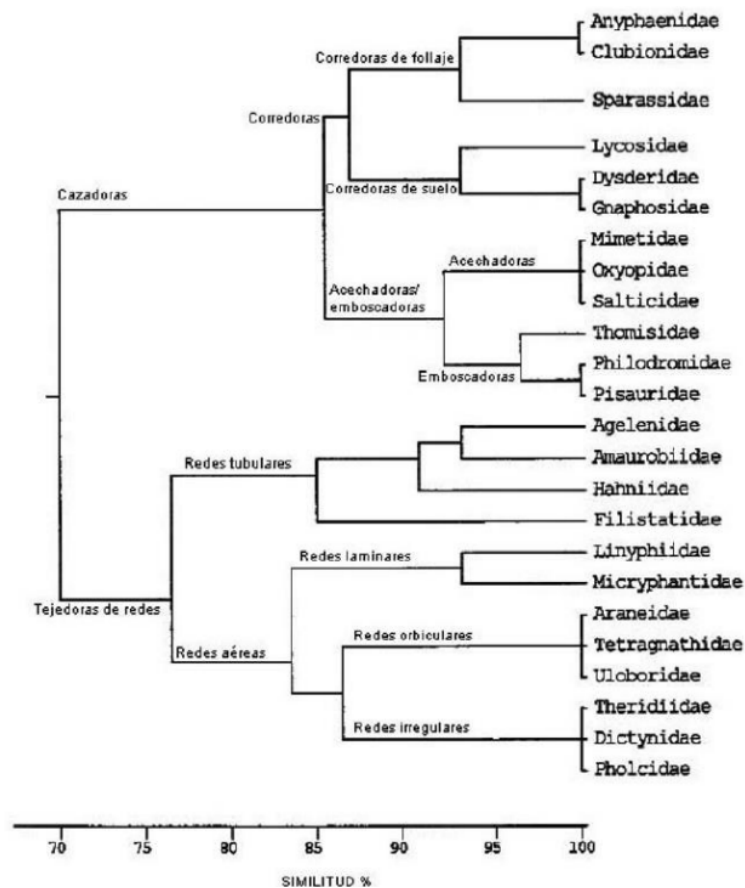


Figura 2.6. Clasificación de los diferentes gremios de arañas (Uetz et al, 1999).

Debido a la ecología depredatoria que poseen las arañas, como he mencionado antes, la producción de seda y la potencialidad del veneno juegan un papel fundamental en la vida de éstas. Salvo una pequeña familia, Uloboridae, que en anteriores trabajos ha sido citada en el ecosistema del olivar, todas las arañas tienen capacidad de inocular veneno tóxico (Weng et al., 2006).

La seda es básicamente una fibra proteica que ha sido sometida a un proceso extraordinario convirtiéndola en un material extremadamente resistente y además altamente elástico. Algo que poca gente conoce es que cada araña es capaz de producir diferentes tipos de sedas, variando algunas de las propiedades de éstas como el grosor o la elasticidad.

Sin embargo, además de facilitar a las arañas atrapar a sus presas, la seda también es la principal vía de dispersión de las arañas. Una dispersión aérea, conocida por los entendidos en la materia como “ballooning”. Éste consiste en

alcanzar una zona elevada y proyectar un hilo de seda que el viento se encargará de transportar. Ésto permite a las arañas dispersarse y colonizar nuevas zonas (Melic et al., 2015).

Por otro lado, mencionar que dicha dispersión se ve facilitada en gran medida por actividades como la agricultura, gracias en gran medida a la presencia de estructuras vegetales, lo que además favorece una mayor colonización del hábitat (Cárdenas y Barrientos, 2011).

2.3. Ciclo biológico

La vida de las arañas oscila entre unos pocos meses e incluso varios años. Algunas especies de pequeño tamaño viven menos de 6 meses y otras, como son los grandes migalomorfos, alcanzan e incluso superan los 25 años (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010). Además de la especie en sí, el tiempo de vida de una araña se ve influenciada por el hábitat en el que se encuentre sumergido, además de sus condiciones y disponibilidad de recursos. Debido a nuestro clima, en España es en invierno cuando las arañas sufren más debido a las condiciones externas, además de la escasez de alimento, que como hemos mencionado ya, se trata fundamentalmente de insectos u otros invertebrados.

Podríamos decir que existen dos tipos de ciclos. A lo largo del primero, las arañas maduran sexualmente hablando en primavera, reproduciéndose entre primavera y verano (Cárdenas, 2008). Las ninfas o crías se desarrollan durante el otoño, llegando al invierno en estado juvenil. Tras ésto, una vez llegado otra vez a la primavera siguiente, alcanzan la madurez sexual, comenzando el ciclo de nuevo. Por otro lado, existe otro tipo de ciclo biológico en el que las arañas adquieren la madurez sexual en otoño y se reproducen entre el final del invierno y la primavera.

Aunque, como he dicho previamente, todo esto puede variar en función de las condiciones y disponibilidad de recursos, existiendo también excepciones, como ciclos de 18 meses, ciclos bienales y demás (Melic et al., 2015).

La vida de una araña se divide en cinco etapas: huevo, larva, ninfa, araña joven y adulta (Fernández-Muela, 2018). Tras desarrollarse la larva sale una ninfa que ya tiene la capacidad de alimentarse por sí misma. Crece y se transforma en una araña joven que posteriormente adquiere la madurez sexual y se convierte en un individuo adulto.

2.4. Cópula

La reproducción en las arañas es de tipo sexual, en la cual se produce una transferencia de un espermátforo, teniendo lugar la fecundación interna. Éstos son animales dioicos, por lo que diferenciamos individuos hembras y machos, teniendo cada uno de éstos un papel diferenciado a lo largo del proceso reproductivo. En la mayoría de los arácnidos no hay un verdadero órgano copulador, sino apéndices modificados, que actúan como tales, que en el caso de las arañas son los pedipalpos (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010).

A diferencia de otros artrópodos, como por ejemplo las hormigas o las abejas, las arañas, salvo alguna excepción, no son animales sociales. Pese a ello, es cierto que poseen comportamientos conocidos como cortejo que les permite la “comunicación” y les facilita el apareamiento, como es por ejemplo la danza o regalos nupciales. Existen en este cortejo multitud de posibles estímulos, pudiendo ser visuales, químicos, auditivos, etc.

Cuando el macho alcanza la madurez, teje una tela espermática donde deposita su esperma, desarrollando así el espermátforo. Para atraer al macho, las hembras liberan una serie de feromonas (Bar, 2010). El macho intentará ser aceptado por la hembra mediante alguna de las técnicas mencionadas en el párrafo anterior para no ser depredado.

Una vez la hembra lo acepta, mientras sujeta los quelíceros de ésta con unos ganchos especiales situados en las patas delanteras, el macho, que había recogido con su bulbo copulador el espermátforo, se sitúa bajo la hembra e introduce sus pedipalpos en las espermatecas, la zona genital de la hembra, liberando dicho espermátforo (Doria, 2009). El bulbo es por tanto un reservorio de

esperma que comunica directamente con el exterior por un canal eyaculador por el que se rellena y vacía (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010).

El proceso de la cópula se desarrolla a lo largo de unos escasos segundos. Tras esto, tiene lugar en algunas ocasiones un fenómeno conocido en otros animales, como las mantis religiosas, en el cual la hembra, de mayor tamaño que el macho, puede llegar a devorar a éste (Elgar, 1991). Ésto se conoce como canibalismo sexual.

Una vez fecundados los óvulos, la hembra procede a poner los huevos, los cuales protegerá en una especie de capullo hecho con tela llamada ooteca. Algunas especies pueden llegar a depositar hasta 3000 huevos. El desarrollo del embrión oscila entre 4-6 semanas, proceso durante el cual algunas arañas guardan el capullo en sus telarañas o en zonas de vegetación, cargándolas otras en lo alto de su opistosoma (Bar, 2010).

Los jóvenes se mantendrán en la mencionada ooteca hasta que estén preparados para poder romperla con sus quelíceros.

2.5. Ecdisis

Para aumentar su tamaño, los arácnidos necesitan, al igual que el resto de animales, alimentarse. En el caso de las arañas, mudan su cutícula o exoesqueleto, el cual es rígido y con función protectora y de sostén, y lo hacen de manera continua a lo largo de su vida, permitiendo que ésto ocurra. Éstas poseen entre cinco y diez mudas hasta alcanzar la edad adulta, es decir, el estado de madurez sexual. Sin embargo, existen algunos casos en los que pueden producirse algunas mudas posteriores (Melic et al., 2015).

El proceso de muda y renovación de los tejidos que forman el cuerpo de los artrópodos recibe el nombre de ecdisis, el cual es un proceso fisiológico regulado hormonalmente. Estos animales se caracterizan por no tener un crecimiento continuo, como sí tenemos los humanos, por ejemplo. Este proceso es requerido para crecer, pues están delimitados por este exoesqueleto, necesitando

posteriormente generar otro que sea un poco más grande que el anterior y así aumentar su tamaño corporal. Este exoesqueleto es fundamental pues evita la pérdida de agua del organismo en cuestión..

Tras mudar, la piel del organismo es sensible, suave, vulnerable, estando completamente expuesta, pues su nueva “piel” tarda un tiempo en solidificar. Ejemplares recién mudados poseen un color claro, incluso algo translúcido.

2.6. Aracnofobia y toxicidad

La aracnofobia es el miedo o fobia irracional hacia las arañas. Es una fobia muy habitual y, respecto a las relacionadas con la fauna, es quizás la más común. Bien sea por su apariencia, movimientos rápidos, mitos y demás, es mucha la gente que teme a estos arácnidos. Otro de los motivos que hacen a la gente temer a estos animales es la falsa creencia de la peligrosidad que tienen las mordeduras de éstas. Sin embargo, pese a poseer veneno la gran mayoría de arañas, excepto las pertenecientes a la familia Uloboridae, como he mencionado previamente, son escasas las arañas en la Península, un par de ellas, que pueden ocasionarnos problemas reales de salud.

Las glándulas del veneno, situadas en el extremo de los quelíceros, pueden llegar a ser grandes y estar subdividido en un par de lóbulos como es el caso de las arañas del género *Filistata*, las cuales hemos encontrado en varias ocasiones en nuestro trabajo. En otros casos pueden estar especializadas como en *Scytodes*, donde la región anterior produce veneno y la posterior una sustancia pegajosa, por lo que reciben el nombre vulgar de arañas escupidoras (Chamé, 2011).

En España sólo encontramos tres géneros que pueden considerarse peligrosos, aunque nunca mortales, para el ser humano. Dichos géneros son *Steatoda*, *Latrodectus*, y por último, *Loxosceles* (Melic, 1995). Tanto el primero como el último han sido divisados en nuestros muestreos.

2.7. Técnicas de análisis ecológico de las comunidades

El estudio de la diversidad es fundamental a la hora de analizar ecológicamente una comunidad, entendiendo por ella un parámetro capaz de describir la variedad existente dentro de un ecosistema. Ésta posee dos componentes (Martella et al., 2012). El primero consistiría en la riqueza o número de especies y el segundo, la abundancia relativa de cada una de estas especies. El estudio de la diversidad, en sentido general, puede considerarse o dividirse en diferentes niveles, dependiendo principalmente de nuestros objetivos y del trabajo realizado. Éstos son: diversidad alfa, beta y gamma (Villareal et al., 2006):

-La diversidad alfa, estudiada en este mismo trabajo, corresponde a la riqueza de especies en una comunidad determinada y homogénea.

-La diversidad beta se define como el grado de reemplazo o cambio en la composición de especies entre comunidades de un paisaje. Se estudia en este trabajo realizando una comparativa entre los resultados obtenidos en las parcelas estudiadas.

-La diversidad gamma consiste en la riqueza total de especies en un área mayor. Es decir, la sumatoria de la diversidad alfa correspondiente a cada unidad de estudio.

En el caso de la abundancia, en nuestro estudio nos ha ayudado a conocer la presencia relativa de las diferentes familias, mostrándonos de qué manera están estructuradas las comunidades a estudiar.

Existen multitud de índices que nos permiten calcular los diferentes tipos de diversidad. En el caso de la alfa diversidad, existen algunos como el de Margalef, basados en el número de especies en relación al número de individuos; existen también curvas de rarefacción; métodos no paramétricos como Chao 2, los cuales estiman el número de especies esperadas.

Igual sucede con la beta diversidad, existiendo multitud de métodos para estimarla, los cuales se dividen en dos clases: de similitud-disimilitud y de reemplazo-recambio de especies (Villareal et al., 2006). Se emplean tanto métodos cuantitativos, como cualitativos. Un ejemplo de éstos últimos sería el índice de Jaccard, que refleja la semejanza entre dos muestras, el cual se detalla más adelante.

3. OBJETIVOS

- Realizar un catálogo de las arañas presentes en el olivar.
- Describir las comunidades de arañas presentes en los olivares de Jaén.
- Establecer los valores de la diversidad de arañas presentes en dichas comunidades a lo largo del tiempo.

4. MATERIAL Y MÉTODOS

4.1. Área de estudio

El presente trabajo tiene como principal área de estudio los olivares de carácter convencional pertenecientes al término municipal de La Guardia de Jaén (37°45'41" N, 3°45'27" W), localidad situada a unos 635 metros de altitud en el extremo occidental del macizo de la Comarca de Sierra Mágina, a la cual llegó a pertenecer antes del año 2007. La extensión superficial de La Guardia de Jaén es de 38,43 km², ocupando gran porcentaje de dicho territorio el agroecosistema del olivar, al igual que en el resto de la provincia de Jaén. Este municipio colinda con Jaén, Pegalajar y Mancha Real. El término municipal guardesino se caracteriza por la presencia de un valle formado por el Río Guadalbullón a su paso por dicho municipio, el cual es un afluente del río Guadalquivir.

El área concreta en el cual se ha desarrollado el estudio consiste en cinco parcelas diferentes, con el objetivo de encontrar resultados más significativos y una mayor diversidad. Dichas parcelas pertenecen a fincas de olivares distribuidas de manera aleatoria en el municipio de la Guardia (Figura 4.1).

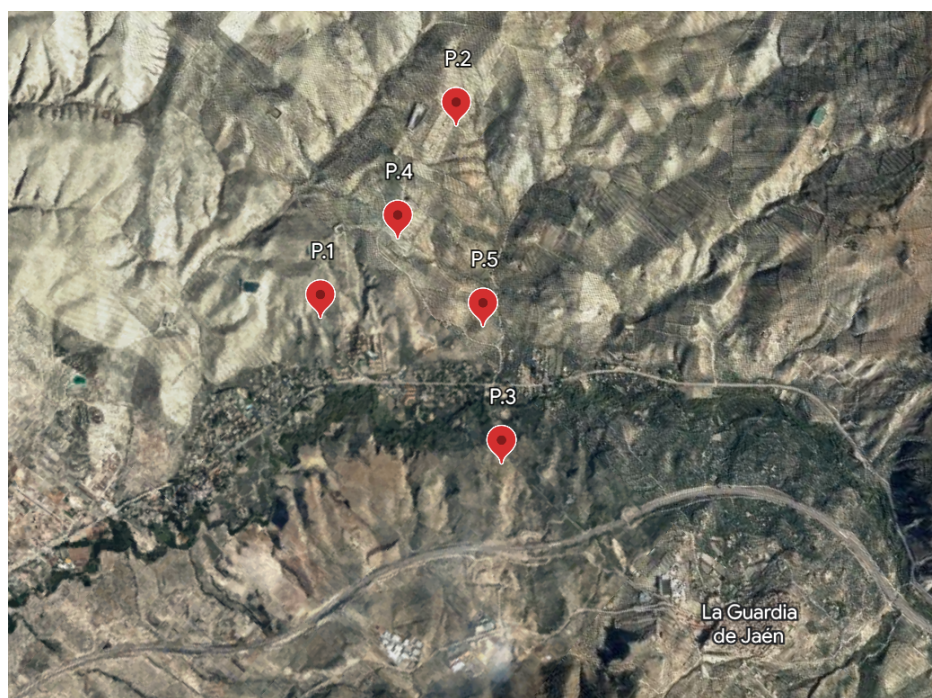


Figura 4.1. Distribución de las cinco parcelas en el municipio de La Guardia de Jaén.

Cabe mencionar también que los diferentes puntos de muestreo poseen unas características prácticamente idénticas, olivares de carácter convencional, con una escasa o inexistente cubierta vegetal (Figura 4.2), dependiendo principalmente de la época del año, y con unas técnicas de laboreo similares, que más adelante explicaré.



Figura 4.2. Imagen típica de los olivares de la zona. Mes de enero.

El sistema convencional de producción en el olivar es aquel que domina por encima de los demás modelos en la actualidad. Es un sistema altamente mecanizado, caracterizado por el uso de químicos, un sistema en el que predomina el cultivo intensivo y monocultivo (Cárdenas, 2008). Destaca la quema de restos, lo que evita el aporte de materia orgánica a dichos suelos.

Es un sistema altamente destructivo y, debido a la forma en la que se trabaja, provoca una gran pérdida de suelo, un proceso casi irreversible y cuyo principal causante es la erosión. Los suelos desnudos no son capaces de retener el agua de la misma manera que un suelo en el que destaca una cubierta vegetal diversa, lo que genera una gran erosión y la formación de cárcavas, socavones que aparecen en el suelo de dichos olivares con elevada frecuencia. Se estima que son decenas las toneladas de suelo que se pierden en los olivares andaluces por hectárea y año, un dato más que preocupante (López-Cuervo, 1990).

Es una forma de manejo en la que destaca la aplicación de herbicidas, fungicidas, insecticidas, abonos químicos, plaguicidas en general... destruyendo así por completo el ecosistema el cual el olivar podría llegar a ser. Este método se popularizó rápidamente entre los olivareros con el objetivo de desvanecer las cubiertas vegetales.

En función de la época del año, los olivares a estudiar, debido a las condiciones climáticas, pueden variar en cierto grado sus características y condiciones. Es esencialmente durante la primavera cuando aparece en el olivar una mayor cobertura vegetal, siendo el paisaje mucho más desertificado y homogéneo en la época del frío invierno o también durante la época de verano, caracterizado por las escasas lluvias y elevadas temperaturas, que provocan una gran sequía general.

En cuanto a la geología, el suelo existente en dicho área y por ende, en las parcelas estudiadas, es de tipo margo calizo, uno de los más frecuentes en los suelos españoles. Entre las propias características del suelo y el tipo de manejo de los olivares, hace que los agricultores implementen un sistema de regadío por

goteo. Por otro lado, las parcelas estudiadas se caracterizan por la presencia de un cierto grado de pendiente.

Pese a la escasa vegetación que permite desarrollarse este tipo de manejo del olivar, son algunas las especies que podemos observar en determinadas épocas en los olivares estudiados. Dicha vegetación se hace más evidente, como ya he mencionado, principalmente en la época de primavera. Destaca la presencia de especies como el cardo (*Onopordum acanthium*), el pepinillo del diablo (*Ecballium elaterium*), la amapola (*Papaver rhoeas*), el hinojo (*Foeniculum vulgare*), la esparraguera silvestre (*Asparagus acutifolius*), diferentes especies de Malváceas e incluso algunos pies de almendro (*Prunus dulcis*).

4.2. Estrategia de muestreo

El muestreo se ha efectuado en cinco parcelas relativamente próximas, localizadas en el término municipal de La Guardia de Jaén (Jaén). Las parcelas de muestreo se encuentran emplazadas en olivares que muestran unas características, cuidados y condiciones de cultivo prácticamente idénticas entre sí.

Este trabajo se ha desarrollado entre los meses de diciembre de 2022 y mayo de 2023. Cada una de las parcelas sometidas a estudio se ha muestreado bimensualmente, de tal modo que para cada una de ellas disponemos de tres datos independientes de muestreo.

El primer muestreo tuvo lugar en los meses de diciembre del 2022 y enero del 2023, lo llamaremos “M1”. El segundo se llevó a cabo entre febrero y marzo y corresponde a las muestras “M2”, desarrollándose por último el tercero entre los meses de abril y mayo, todos éstos de 2023. Éste lo nombraremos “M3”.

En cada una de las fechas de muestreo se llevó a cabo un transecto de muestreo por parcela, que son cinco en total. Por tanto, en las tres fechas, tenemos las mismas cinco zonas de muestreo. De esta manera los diferentes muestreos quedarán encuadrados de la siguiente manera: “M.1 1-5”, “M.2 1-5” y “M.3 1-5”, variando del 1 al 5 en función de la parcela muestreada.

El esfuerzo de muestreo, es decir, el tiempo el cual dedicamos a la búsqueda de especímenes, en nuestro caso, de arañas, debe ser equitativo, para que los resultados sean lo más representativos posibles. Pues bien, dicho esfuerzo corresponde en nuestro caso a 45 minutos, tiempo el cual consideramos adecuado y suficiente como para obtener unos resultados satisfactorios.

4.3. Métodos de captura

Son diversas las técnicas de muestreo que se pueden implementar para recolectar los diferentes ejemplares de arañas que requerimos para llevar a cabo este trabajo. La principal vía a través de la cual hemos encontrado y capturado estos ejemplares fueron los transectos a pie.

A la hora de llevar a cabo los muestreos hemos tenido unas pautas comunes para que los resultados sean lo más objetivos posibles. Hemos ido seleccionando al azar tramos de unos 100 metros en cada una de las diferentes parcelas. Dichos tramos, debido al marco de separación de los olivos, equivaldrían a recorrer la distancia comprendida entre 13 de ellos, aunque esto puede variar en ocasiones, lo cual se tuvo en cuenta. Estos trayectos se han recorrido a pie, realizando una exhaustiva búsqueda de arañas, debajo de piedras, troncos, en el suelo, en la vegetación, etc. Éstos tramos se realizaron entre dos hileras de olivos, recorriendo la mayor superficie posible.

Además, durante estos transectos a pie, hemos llevado a cabo una técnica que nos ha ayudado a capturar un mayor número de arañas. Ésta consistía en un barrido de la vegetación con ayuda de una red en las zonas herbáceas presentes en el transecto. Como hemos dicho, estos olivares son de carácter convencional y los agricultores no permiten un crecimiento excesivo de cubierta vegetal, por lo que no siempre hemos obtenido grandes resultados gracias a ello.

4.4. Conservación y etiquetado de los especímenes

A lo largo de cada muestreo los individuos que vamos divisando son recogidos gracias al uso de pinzas especializadas para ello. Éstos se introducen en

un recipiente con etanol 80%, ideal para la conservación de las arañas (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010), ya que actúa como fijador bactericida, eliminando y reemplazando el agua de la muestra por alcohol, evitando el deterioro de las muestras. En cada muestreo se utilizó un frasco, en el que se guardaron los ejemplares hasta su posterior determinación en el laboratorio. En éste se anota el número de ejemplares, la fecha de recogida, el número del muestreo, teniendo así toda la información y ejemplares correctamente recopilados.

Tras el posterior análisis y determinación, fuimos clasificando y ordenando los ejemplares, de manera que cada individuo se introdujo en un vial transparente de 6 ml en el que se añadió etanol. En dicho vial añadimos además una etiqueta de captura, que lleva escrito a lápiz la ubicación en la que se recolectó el espécimen, la fecha y el nombre del autor. Por otro lado, tenemos la etiqueta de determinación, que lleva escrito, también a lápiz, un código asociado a una tabla Excel, la cual podremos consultar en cualquier momento y nos informará acerca de ante qué especie nos encontramos, a qué muestreo pertenece y el sexo de los ejemplares. Arañas de un mismo muestreo que sean clasificadas taxonómicamente igual, es decir, sean la misma especie, irán en un mismo tubo.

Si por ejemplo, determinamos un ejemplar que fue encontrado en el olivar durante el muestreo número 5, el cual se dio el día 22 de enero de 2023, en la etiqueta correspondiente añadiremos la fecha, el número del muestreo, una referencia a olivar, que es donde se ha desarrollado este muestreo, y por último, el ejemplar del que se trata (numeramos los individuos de cada muestreo desde el 01 hasta el número total de individuos en ese muestreo). La etiqueta llevaría escrito en este caso lo siguiente: 230122_M.5_Oli_01. De esta misma manera haremos con todos los individuos y tubos correspondientes. Consultando dicho código en la base de datos, obtenemos la información acerca del ejemplar.

4.5. Determinación de los especímenes

Tras la recolecta de arañas en nuestros muestreos, es momento de determinar los especímenes taxonómicamente en el laboratorio. Esta determinación

será posible gracias a una lupa binocular LEICA EZ4 de hasta 35 aumentos, que nos permitirá observar detalladamente la morfología de las diferentes arañas.

Los caracteres en los cuales nos centraremos con el objetivo de llevar a cabo la determinación son varios, entre los que cabe destacar la disposición ocular, la disposición de los quelíceros y la dentición que en éstos encontramos, los órganos genitales, las hileras, la presencia de espinas o pilosidad en las patas, las uñas tarsales, entre otros (Melic et al., 2015).

Para poder ofrecer un contexto taxonómico a los individuos recolectados, se han utilizado varias herramientas, como son claves dicotómicas, webs y por último, guías de campo.

Las claves dicotómicas han sido posiblemente el material más necesario e indispensable para el desarrollo de este estudio, sin las cuales no hubiera sido posible determinar taxonómicamente las arañas. Hemos utilizado “Araneae, Spiders of Europe” (Nentwig et al., 2023). Esta página web ofrece claves dicotómicas, en primer lugar, para las diferentes familias de Araneae. Además, dentro de las claves para cada familia, ofrece claves a nivel de género y especie. Otro recurso que nos proporciona es el de listados de especies y géneros de arañas que se encuentran, en este caso, en Europa.

Por otro lado, se ha utilizado “Les araignées de Belgique et de France” (Oger, 2023) que, pese a como su nombre indica, se centra en la aracnofauna de Francia y Bélgica, sigue siendo una fuente muy útil debido a la gran cantidad de fotografías que ofrece de las diferentes especies de arañas, donde podemos encontrar imágenes de su genitalia, entre otras. Además, nos ha ayudado a contrastar los resultados que íbamos obteniendo por medio de las claves.

Sin embargo, consultando el listado de especies de arañas en nuestro territorio, hemos podido discriminar aquellas especies que podrían aparecer en otras partes de Europa pero no en España. Para ésto se ha utilizado el listado de especies descritas en la Península ibérica e Islas Baleares (Cardoso et al., 2010; Branco et al., 2019).

Por último, mencionar las dos guías de campo que también se han utilizado. “Nueva guía de campo de los arácnidos de Europa” (Bellmann, 2011) y “Guía de campo de los arácnidos de España y Europa” (Jones, 2004), las cuales aportan información acerca de la anatomía y ecología de las arañas, así como material gráfico.

Aclarar que, en líneas generales, la determinación de los ejemplares de arañas ha sido a nivel de género. Esto se debe a la complicidad en algunos casos de llegar a nivel de especie, lo cual en la mayoría de las ocasiones no ha sido posible. Por ejemplo, en el caso de juveniles, las claves no están tan preparadas para la determinación de éstos, pues muchas veces se centran en la forma o características de los órganos sexuales, que como se ha mencionado ya, no aparecen hasta el estadio adulto, resultando muy compleja su determinación. Sin embargo, en todos los casos hemos intentado llegar al máximo nivel taxonómico posible.

4.6. Métodos para el análisis de datos

Con el fin de analizar e interpretar los datos obtenidos en nuestro estudio, hemos requerido de diversas herramientas que nos han ayudado a ello. Destaca principalmente Excel, programa líder de software de hojas de cálculo. Gracias a éste, hemos podido crear tablas de datos que nos han permitido, además de recopilar y manejar toda la información obtenida (Anexo 1), realizar gráficas comparativas, como la relacionada con el estudio de la presencia-ausencia de las diferentes familias y taxones (Tabla 5.2), entre otras cosas.

Por otro lado, hemos manejado el programa EstimateS (Colwell y Elsensohn, 2014), un software de acceso libre que permite calcular multitud de parámetros estadísticos relacionados con la diversidad, basándose en aquellos datos obtenidos en nuestro estudio. Es fundamental para que este software sea capaz de interpretar la información, crear matrices de datos en el formato adecuado, que incluya toda la información organizada en forma de tabla. En nuestro caso, Anexo 2. Podemos observar en la columna de la izquierda de la matriz una serie de abreviaturas o

códigos para cada taxón, pudiendo asociar dichos códigos a cada taxón concreto en Anexo 1. Las columnas representan los cinco muestreos de cada una de las tres fechas estudiadas (M1, M2 y M3), en las que se introdujeron los datos en cuanto a número de individuos de cada taxón para los diferentes muestreo. Se crean tres matrices diferentes, una para cada fecha.

Una vez que ejecutamos el programa tras introducir nuestra matriz de datos, obtenemos una serie de parámetros en cuanto a la diversidad de nuestro estudio, como he mencionado previamente (Anexo 3). En nuestro caso, con la idea de crear nuestras propias curvas de acumulación de especies, útiles cuando las muestras poseen tamaños desiguales (Villareal et al., 2006), nos centraremos en S (est) y Chao 2, lo que nos permitirá estudiar la diversidad alfa.

Por último, para el estudio de la diversidad beta, hemos calculado el índice de Jaccard, que compara el número de taxones compartidos entre dos muestras respecto a los exclusivos para cada una de ellas.

5. RESULTADOS

Tras la captura y posterior determinación de los diferentes especímenes en los muestreos realizados, los datos obtenidos arrojan los siguientes resultados: 144 individuos, entre los cuales hemos sido capaces de reconocer 40 taxones diferentes. Dichos taxones se engloban en 16 familias de arañas distintas. Éstas son las siguientes: Agelenidae, Araneidae, Filistatidae, Gnaphosidae, Hersiliidae, Linyphiidae, Lycosidae, Oxyopidae, Palpimanidae, Philodromidae, Pholcidae, Salticidae, Scytodidae, Sicariidae, Theridiidae y por último, Thomisidae (Anexo 1).

Entre las 16 familias reconocidas, son varias de ellas las cuales representan un alto porcentaje en cuanto a número de individuos respecto al total. La familia Gnaphosidae es sin duda la más numerosa, representando un 25,7 % del total, siendo 37 las arañas pertenecientes a este grupo que en nuestros muestreos hemos recogido. Le sigue la familia Sicariidae, la cual representa con 23 individuos un 16% del total, siendo curioso que todos éstos tratan de la misma especie,

Loxosceles rufescens, la única integrante de esta familia en la Península. (Figura 5.1).

Por otro lado, son varias las familias que aparecen de forma esporádica en nuestro estudio. Ejemplos de ello son las familias Araneidae y Philodromidae, con un solo individuo ocupando cada una de ellas un 0,7 % del total. Por otro lado, también están las familias Hersiliidae y Scytodidae, con dos individuos cada una, representando entre las dos un 2,8 % del total (Figura 5.1).

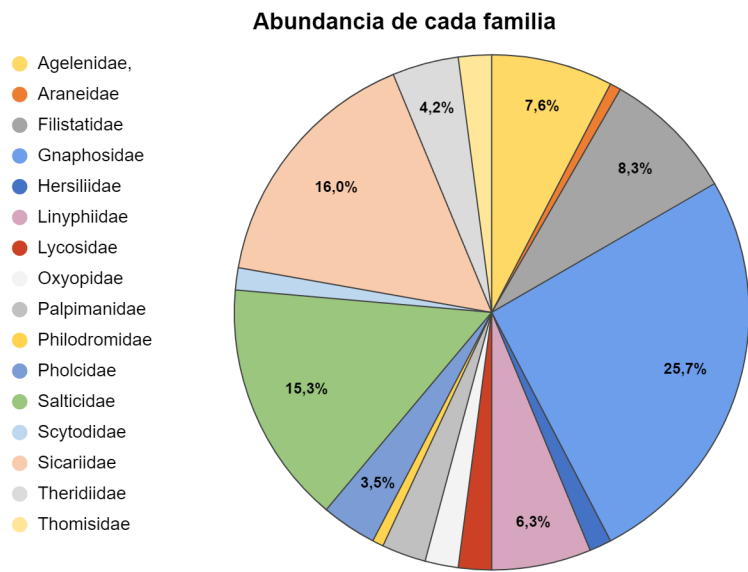


Figura 5.1. Abundancia de las familias en función del número de individuos.

De los 144 individuos recolectados, 100 se corresponden con individuos adultos, 76 hembras y 24 machos, mientras que 44 son juveniles. En la Tabla 5.1, podemos ver el número de juveniles, hembras y machos por muestreo.

Tabla 5.1. Número de juveniles y adultos en cada fecha de muestreo.

	Juveniles	Adultos	
		Hembras	Machos
M1	21	31	15
M2	15	14	6
M3	8	31	3

Como se menciona en el apartado de “Estrategia de muestreo”, los 15 muestreos realizados se han agrupado en tres fechas distintas: “M.1”, “M.2” y “M.3”. A continuación se detalla la diversidad en cuanto a número de individuos, especies y familias de cada uno de éstos (Figura 5.2).

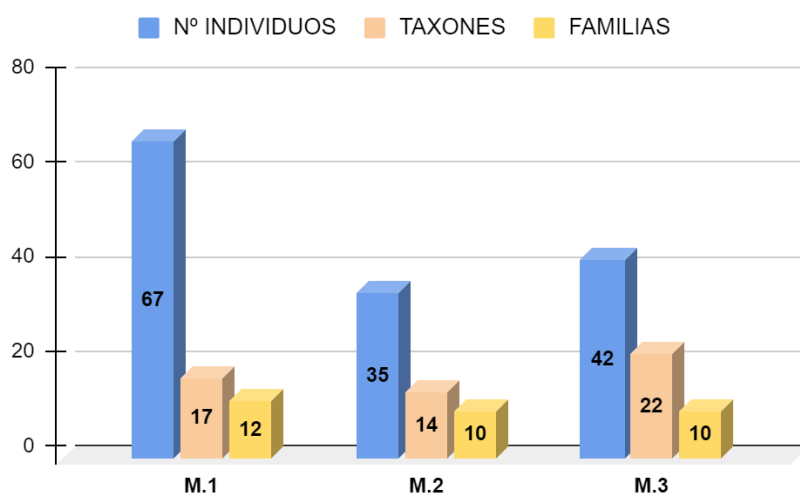


Figura 5.2. N° de individuos, taxones y familias por muestreo.

En cuanto a las familias, hemos estudiado y analizado cómo se ha distribuido la presencia o ausencia de las mismas a lo largo de los diferentes muestreos a lo largo del tiempo (Tabla 5.2). En la columna de taxones podemos observar abreviaturas que, consultando en Anexo 1, podemos saber de qué taxón concreto tratan. De las 16 familias, tan sólo 6 de ellas aparecen en los muestreos de los tres períodos estudiados. Este es el caso de las familias Filistatidae, Gnaphosidae, Linyphiidae, Salticidae, Sicariidae y Thomisidae. De otro modo, diversas familias han sido capturadas exclusivamente en alguno de los muestreos efectuados: las familias Hersiliidae y Palpimanidae en M1; familias Oxyopidae y Scytodidae en M2; y finalmente los Araneidae y Philodromidae en M3.

Tabla 5.2: Representación sintética de la presencia/ausencia de los taxones y familias determinados en este estudio.

Familia	Taxones	M.1.1	M.1.2	M.1.3	M.1.4	M.1.5	M.2.1	M.2.2	M.2.3	M.2.4	M.2.5	M.3.1	M.3.2	M.3.3	M.3.4	M.3.5
Agelenidae	Ag.01															
	Ag.02															
	Ag.03															
Araneidae	Ar.01															
Filistatidae	Fi.01															
Gnaphosidae	Gn.01															
	Gn.02															
	Gn.03															
	Gn.04															
	Gn.05															
	Gn.06															
	Gn.07															
Hersiliidae	He.01															
Linyphiidae	Li.01															
	Li.02															
	Li.03															
	Li.04															
	Li.05															
	Li.06															
	Li.07															
	Li.08															
	Li.09															
Lycosidae	Ly.01															
	Ly.02															
	Ly.03															
Oxyopidae	Ox.01															
	Ox.02															
Palpimanidae	Pa.01															
Philodromidae	Pi.01															
Pholcidae	Po.01															
Salticidae	Sa.01															
	Sa.02															
	Sa.03															
	Sa.04															
Scytodidae	Sc.01															
Sicariidae	Si.01															
Theridiidae	Te.01															
Thomisidae	To.01															
	To.02															
	To.03															

Para llevar a cabo nuestro estudio, todos los datos recogidos han sido agrupados en una misma tabla, en la cual además hemos dividido los tres muestreos en los cinco transectos correspondientes a cada uno de ellos (Anexo 1).

En la columna izquierda de la tabla de datos encontramos los diferentes taxones y las familias a las que pertenecen dichos taxones, además de las abreviaturas mencionadas anteriormente. A continuación, como se puede ver en la tabla del Anexo 1, aparecen columnas para los quince muestreos o transectos, que como vemos, se agrupan en tres muestreos diferentes, en función de la fecha en la que se lleva a cabo la recogida de muestras. Para cada muestreo encontramos 4 columnas: J (Juveniles), H (Hembras), M (Machos) y T (Totales), que hemos ido completando con el número de individuos de cada taxón para ese muestreo y parcela.

Pues bien, dicha tabla de datos, además de recopilar toda la información, nos ha permitido estudiar diferentes parámetros estadísticos que describen nuestro estudio, en cuanto a la diversidad del mismo.

El Anexo 3, como ya se ha detallado en el apartado de “Métodos para el análisis de datos”, recoge los valores de los distintos parámetros obtenidos al aplicar EstimateS a nuestra matriz de datos de captura (Anexo 2), lo cual nos ha permitido el estudio de la alfa diversidad, con el objetivo de estudiar la riqueza de especies de las diferentes fechas de muestreo. En nuestro caso son dos las curvas de rarefacción que hemos obtenido a partir de dicha tabla, las cuales se basan en el número de individuos en función del número de taxones esperados (Figura 5.3) y del Chao 2 (Figura 5.4).

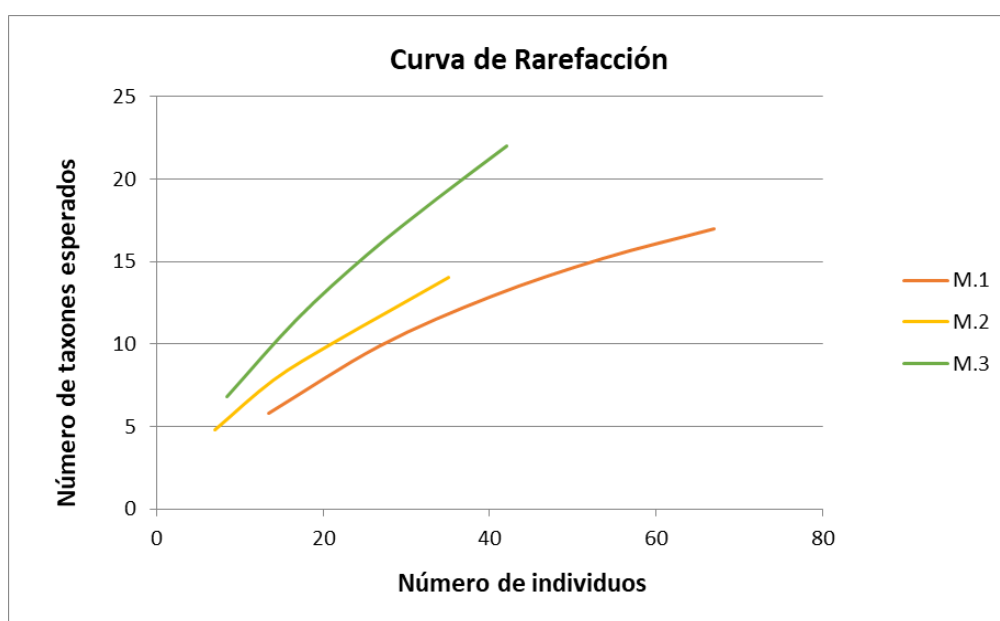


Figura 5.3. Curva de rarefacción en función del número de taxones esperados.

Esta figura representa el número de taxones esperados en función del número de individuos estudiados. Pues bien, como podemos deducir del gráfico, sería en M.3 la época en la cual esperamos una mayor diversidad taxonómica en relación al tamaño de la comunidad de arañas presente en los olivares estudiados. Le sigue la M.2 y por último, M.1.

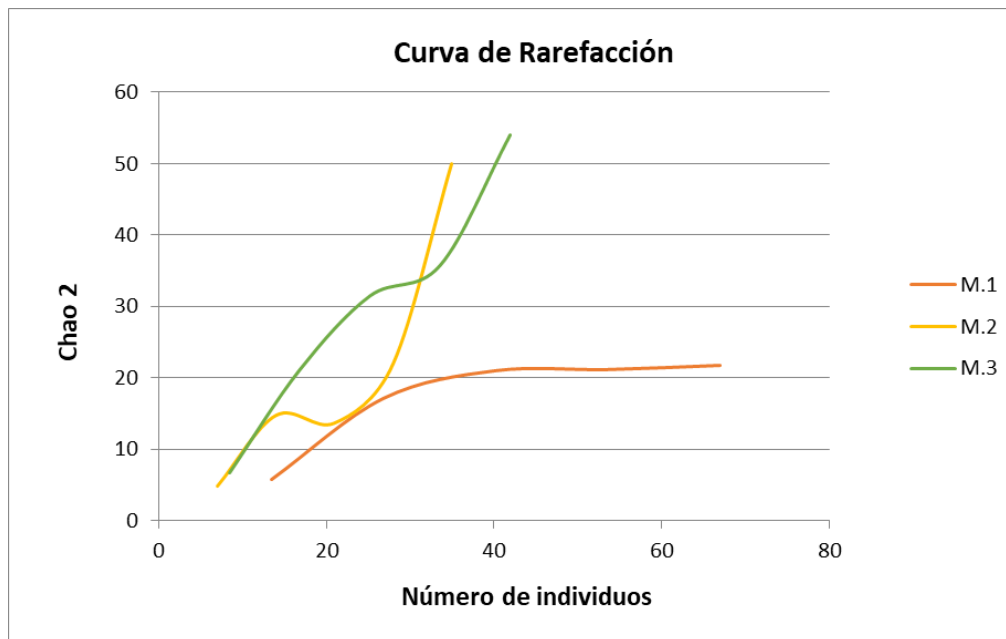


Figura 5.4. Curva de rarefacción en función de Chao 2.

Chao 2 es un estimador basado en la incidencia, que requiere datos de ausencia-presencia de una especie en una muestra dada (Espinosa, 2003). Nos permite medir la diversidad alfa, considerando la relación entre especies únicas y especies duplicadas (Villareal et al., 2006). Teniendo en cuenta ésto y observando el gráfico, podemos interpretar que a lo largo de M.3 se espera una mayor diversidad.

En última instancia, procedemos a calcular la beta diversidad, aplicando el índice o coeficiente de Jaccard a nuestro estudio, el cual mide el grado de reemplazo entre dos conjuntos. Este es un método cualitativo, pues sólo considera la composición de especies, pero no la abundancia de las mismas (Villarreal et al., 2006). En nuestro caso, hemos comparado entre sí las cinco parcelas (P1-P5) en las que se han llevado a cabo los muestreos, con el fin de conocer cuál es la semejanza de las mismas en cuanto a la diversidad de taxones. La fórmula para el cálculo de este índice es la siguiente:

Índice Jaccard= $c / a+b-c$, donde:

- a se refiere al número de especies presentes en la parcela "A"
- b se refiere al número de especies presentes en la parcela "B"

-c se refiere al número de especies presentes en ambas parcelas

Los resultados obtenidos son los siguientes (Tabla 5.3):

Tabla 5.3. Índice de Jaccard para las diferentes parcelas.

Í. Jaccard	P2	P3	P4	P5
P1	0,32	0,30	0,28	0,23
P2	-	0,23	0,26	0,27
P3	-	-	0,19	0,16
P4	-	-	-	0,30

Este índice va desde el valor 0, cuando no existen taxones comunes entre conjuntos, hasta 1, lo que significa que la composición de taxones es exactamente igual para dos conjuntos. Teniendo en cuenta esto, podemos observar como las diferentes parcelas presentan entre ellas una similitud de entre 0,16 (16%) y 0,32 (32%), un porcentaje no muy elevado.

5.1. Familias destacadas

A continuación, se introduce de forma breve algunas de las familias a las que pertenecen las arañas de nuestro estudio. Han sido seleccionadas aquellas que, bien por su elevada abundancia o por la presencia de características, estrategias, etc. que destaquen, resultan más interesantes.

Familia Gnaphosidae

Es una familia de arañas araneomorfas muy diversa. Se caracteriza sobre todo por una coloración oscura y por la presencia de hileras tubulares largas. Suelen ser especies nocturnas, que se esconden bajo piedras. Es el caso de *Pterotricha sp.*, la cual ha aparecido a lo largo de nuestros muestreos 22 veces, la segunda especie que más. Los Gnafósidos son arañas que no fabrican telas para capturar a sus presas. Sus ojos se disponen en dos filas horizontales de cuatro, teniendo los medianos posteriores una forma ovalada.

Son siete los géneros de arañas pertenecientes a esta familia los que han sido determinados en este trabajo: *Civizelotes*, *Drassodes*, *Drassodex*, *Pterotricha*, *Leptodrassex*, *Scotophaeus* y por último, *Zelotes*.

Familia Scytodidae

Familia de arañas araneomorfas representada por tan sólo un género en nuestra aracnofauna. Se incluye un apartado acerca de esta familia pese a haber encontrado tan solo dos individuos de la misma en los muestreos debido al cuanto menos llamativo comportamiento y método que emplean para capturar a sus presas. Dichos especímenes se tratan de *Scytodes velutina* (Figura 5.5), que al igual que las demás especies de la familia, poseen patas largas y atigradas, con patrones oscuros reconocibles en el opistosoma (Canals et al., 2013).

Estas arañas se conocen como arañas escupidoras, las cuales durante la depredación son capaces de proyectar una sustancia pegajosa a través de los quelíceros, con el objetivo de inmovilizar a sus presas. Son además reconocidas por tener hábitos aracnofágicos (Bowden, 1991).



Figura 5.5. *Scytodes velutina* bajo lupa.

Familia Sicariidae

Familia de arañas araneomorfas, la cual solo posee un representante en nuestra fauna. Se trata de *Loxosceles rufescens*, especie que ha aparecido en un gran número de ocasiones a lo largo de nuestros muestreos (Figura 5.6). Conocida como araña reclusa o violinista, es una de las arañas que podemos localizar en la Península cuyo veneno es a priori más potencialmente perjudicial para nuestra salud. Sin embargo, se desconoce realmente las características del mismo. Presenta seis ojos y no ocho como suele ser habitual.

Pese a no existir demasiados casos de mordeduras por parte de dicha especie y por consiguiente complicaciones sanitarias en los pacientes, existe un miedo generalizado a esta araña debido a su mala fama, principalmente ya que arañas del mismo género, *Loxosceles*, como es el caso de *Loxosceles reclusa*, son arañas con un veneno necrótico muy potente, en este caso una de las más peligrosas de Norte América.



Figura 5.6. Fotografía de un ejemplar de *Loxosceles rufescens*.

Familia Lycosidae

Los licósidos son arañas araneomorfas entre las que destacan algunas de las arañas más grandes de nuestra fauna, como es el caso de las pertenecientes al género *Lycosa* (Figura 5.7). Pese a ello, en esta familia también aparecen arañas de menor tamaño. Han sido tan solo tres los individuos, pertenecientes a tres

taxones diferentes, los licósidos que han aparecido a lo largo de nuestro estudio: *Hogna*, *Lycosa* y *Xerolycosa*. Sin embargo, su imponente y fama, nos ha obligado a mencionarlas en este apartado.

Pese a no ser tarántulas en sentido estricto, son conocidas vulgarmente de esta manera. Las especies de la Península no construyen telas, siendo arañas que persiguen de manera activa a sus presas, motivo por el cual también son conocidas como “arañas lobo”. Algunas especies son capaces de construir galerías verticales (Figura 5.8), construyendo un brocal alrededor de la entrada de la misma con elementos del entorno (Hernández-Corral y Barrientos, 2020) , desde donde acechan a sus presas, detectando la vibración que éstas generan con su movimiento.



Figura 5.7.Ejemplar del género *Lycosa*.



Figura 5.8. Galería perteneciente a *Lycosa*.

6. DISCUSIÓN

Como se puede interpretar de los resultados, de las tres fechas de muestreo estudiadas, es la tercera (M.3) en la cual encontramos un mayor número de taxones y en la cual existe y se espera una mayor diversidad, de acuerdo además con las curvas de rarefacción (Figura 5.3 y 5.4).

Siendo uno de los principales objetivos de este trabajo el conocer y establecer un catálogo de especies presentes en el olivar, se ha implementado una estrategia que hiciese posible la obtención de unos resultados cuanto más diversos y representativos posibles de la zona. Esta estrategia consistió en escoger cinco parcelas a lo largo del término municipal de La Guardia de Jaén (Jaén) de forma aleatoria, las cuales iban a ser estudiadas a lo largo del tiempo, para que de esta manera se consiguiera lo que menciono, una mayor diversidad de arañas y además, una mayor representatividad en cuanto a la zona.

Es cierto que posiblemente la técnica de muestreo implementada, búsqueda activa durante transectos a pie, haya hecho que los resultados sean varíen y quizás sean algo menos diversos que si se hubieran llevado a cabo otras técnicas, como el vareo de las copas de los olivos o las trampas de caída.

Como hemos podido observar en la Tabla 5.1 y en la Figura 5.2, los resultados obtenidos en las tres fechas de muestreo difieren entre sí. Pese a contar con un número superior de individuos en M.1, el número de taxones no es proporcional respecto a dicho número, en comparación con las demás fechas. En M.3, que se desarrolló entre abril y mayo, es decir, en plena primavera, el número de taxones es muy superior a los obtenidos en M.1, aunque, como he mencionado, el número de individuos es inferior. Observamos cómo, en gran medida, la época en la que se ha efectuado los muestreos, ha influido en los resultados.

En primavera, la presencia de hierba y demás especies vegetales era mucho más evidente, lo cual nos facilitó, por ejemplo, la captura de arañas de la familia Oxyopidae, que suelen habitar éstas. Además, la presencia de cubierta vegetal durante esta época del año coincide con la etapa en la que el número de presas, generalmente insectos, aumenta de manera considerable. Utilizando una red que arrastramos sobre la cubierta, recolectamos también ejemplares que generalmente se encuentran bien camuflados, como es el caso de las pertenecientes a la familia Philodromidae o Araneidae, que adquieren coloraciones muy similares a las de las plantas sobre las que se encuentran y que, solo han sido observadas en la tercera fecha de muestreo (Tabla 5.2).

Otro de los resultados que difieren entre las diferentes fechas de muestreo es la elevada cantidad de ejemplares juveniles recolectados en M.1, cuyo número va en descenso conforme pasamos a las siguientes fechas. Como se ha mencionado en el apartado de “Ciclo biológico”, uno de los dos posibles ciclos que siguen las arañas consiste en el desarrollo de las ninfas en otoño, llegando a invierno en etapa juvenil, coincidiendo esta estación con M.1 y parte de M.2. Las mismas adquieren la madurez sexual, es decir, el estado adulto, en primavera, coincidiendo esto con M.3.

Sin embargo, los resultados obtenidos en cuanto a diversidad podrían llegar a ser más satisfactorios, pues la existencia de una mayor diversidad de arañas y de otros muchos grupos animales sería posible si, en lugar de manejar y tratar los olivares de la forma en la que estos son manejados, de forma convencional, se hiciera de manera sostenible y ecológica. Esta forma de manejo intensivo, caracterizado por el uso de químicos, impide la proliferación de los organismos que en dicho agroecosistema pueden llegar a vivir. La mayor abundancia de arañas en los olivares catalogados como ecológicos se debe en gran medida a la mayor disponibilidad de hábitats libres respecto a los existentes en el olivar convencional, siendo además algunas familias como Araneidae o Philodromidae más sensibles ante cambios en la composición del medio (Cárdenas, 2008).

7. CONCLUSIONES

A lo largo de los muestreos han sido 144 las arañas capturadas, reconocidas en 40 taxones y 16 familias diferentes, siendo 100 de éstas ejemplares adultos y el resto, 44, juveniles. Las familias más abundantes han sido Gnaphosidae, con 37 individuos, y Sicariidae, con 23.

A la vista de los resultados obtenidos podemos llegar a la conclusión de que la diversidad de arañas en el olivar varía en función del período del año en el que nos encontremos, siendo primavera la época en la cual se espera una mayor diversidad de arañas, la cual coincide con la fecha en la que se desarrolla M.3 (Figura 5.3 y 5.4), época caracterizada por la existencia en el olivar de una mayor

cubierta vegetal, lo que pudiera estar directamente asociado a esa mayor diversidad, al ofrecer de esta manera mayor variedad de recursos y de posibles nichos a las arañas, afectando ésto a la presencia o ausencia de determinados taxones o incluso de familias de arañas. Ésto nos hace pensar que el manejo de los olivares de forma ecológica beneficiaría a las comunidades de arañas en cuanto a diversidad se refiere.

Existe además un elevado porcentaje de arañas juveniles respecto al total principalmente en los muestreos realizados a lo largo de los meses de invierno, lo que posiblemente se deba a cómo se desarrolla el ciclo biológico que éstas poseen, por lo que se corrobora la influencia de la época en la que se desarrollen los muestreos en la diversidad y estructura de las comunidades de estos arácnidos.

En última instancia, se llega a la conclusión de que existe una gran variabilidad en las distintas zonas que se muestran. Como bien nos indica el índice de Jaccard, la composición de taxones varía en un alto grado entre las diferentes parcelas, pese a situarse éstas relativamente cerca y caracterizándose por unas condiciones y tratamientos similares.

8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Almada, M., y Medrano, C. (2006). Guía didáctica de arañas. *Museo Provincial de Ciencias Naturales "Florentino Ameghino"*, 2-4.
- Bar, M. E. (2010). Reproducción de Arachnida. *Biología de los Artrópodos*.
- Bellmann, H. (2011). *Arácnidos de Europa. Nueva guía de campo*. 1ª ed. Omega, S.A.
- Bowden, K. (1991). The evolution of sociality in the spitting spider, *Scytodes fusca* (Araneae: Scytodidae)—evidence from observations of intraspecific interactions. *Journal of Zoology*, 223(1), 161-172.
- Branco, V. V., Morano, E., y Cardoso, P. (2019). An update to the Iberian spider checklist (Araneae). *Zootaxa*, 4614(2), 201-254.
- Canals, M., Alfaro, C., Veloso, C., Torres-Contreras, H., y Solís, R. (2013). Tolerancia a la desecación y sobreposición del nicho térmico entre la araña del rincón *Loxosceles laeta* y un posible control biológico, la araña tigre *Scytodes globula*. *Revista Ibero-Latinoamericana de Parasitología*, 72(1), 52-60.
- Cárdenas, M. (2008). *Análisis de la Actividad Ecológica de las Arañas en el Agroecosistema del Olivar*. Universidad de Granada.
- Cárdenas, M., y Barrientos, J. A. (2011). Arañas del olivar andaluz (Arachnida; Araneae). Aspectos faunísticos. *Zoologica baetica*, 22, 99-136.
- Cardoso, P., y Morano, E. (2010). The Iberian spider checklist (Araneae). *Zootaxa*, 2495(1), 1-52.

- Chamé Vázquez, D. (2011). Arañas de suelo del bosque mesófilo de montaña, conservado y alterado en el Soconusco. *Chiapas, México. Tesis de Licenciatura en Biología. Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas, Tuxtla Gutiérrez, Chiapas.*
- Colwell, R. K., y Elsensohn, J. E. (2014). EstimateS turns 20: statistical estimation of species richness and shared species from samples, with non-parametric extrapolation. *Ecography*, 37(6), 609-613.
- Doria Bolaños M: Características generales e interrelaciones de los insectos. PhD thesis. Universidad Nacional de San Martín, Departamento Académico Agrosilvo Pastoral. Tarapoto 2009.
- Elgar, M. A. (1991). Sexual cannibalism, size dimorphism, and courtship behavior in orb-weaving spiders (Araneidae). *Evolution*, 45(2), 444-448.
- Espinosa, T. E. (2003). ¿ Cuántas especies hay. *Los estimadores no paramétricos de Chao. Elementos*, 52, 53-56.
- Fernández-Muela, J. A. (2018). Estudio de la aracnofauna presente en la provincia de Jaén.
- Ghione, S., Coelho, L., Costa, F. G., García, L. F., González, M., Jorge, C., ... y Aisenberg, A. (2017). Arácnidos prioritarios para la conservación en Uruguay. *Boletín de la Sociedad Zoológica del Uruguay*, 26(1-2), 1-8.
- Giribet, G., Edgecombe, G. D., & Wheeler, W. C. (2001). Arthropod phylogeny based on eight molecular loci and morphology. *Nature*, 413(6852), 157-161.
- Hernández-Corral, J., y Barrientos, J. (2020). Nuevos datos sobre las arañas (Araneae) de la isla de Nueva Tabarca (Alicante, España). *Revista Ibérica de Aracnología*, 36, 144-146.

- Hickman, C. P., Roberts, L. S. y Parson, A. (1999). *Principios Integrales de Zoología*. Décima edición. McGraw-Hill / Interamericana de España. 921 pp
- Hoffmann, A., y del Carmen Farias, M. (1993). *El maravilloso mundo de los arácnidos* (No. 04; QL451, H6.). México,: Fondo de cultura económica.
- Jones, D. (2004). *Guía de campo de los Arácnidos de España y Europa*. 2ª Ediciones Omega S.A.
- López-Cuervo, S. (1990). La erosión en los suelos agrícolas y forestales de Andalucía. In *Colección Congresos y Jornadas* (Vol. 17, p. 1990). Sevilla: Junta de Andalucía.
- Martella, M. B., Trumper, E. V., Bellis, L. M., Renison, D., Giordano, P. F., Bazzano, G., y Gleiser, R. M. (2012). Manual de Ecología. Evaluación de la biodiversidad. *Reduca (Biología)*, 5(1).
- Martínez Pérez, F.D., y Baz Ramos, A. (2010): “Arañas del campus. Cuadernos del campus naturaleza y medio ambiente nº 6. Alcalá de henares”, Universidad de Alcalá.
- Melic, A. (1995). Animales Venenosos 1. Generalidades. 2. Invertebrados terrestres venenosos. *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa*, 11, 23-31.
- Melic, A., Barrientos, J. A., Morano, E., y Urones, C. (2015). Orden Araneae. *Revista IDE@-SEA*, 11, 1-13.
- Meusemann, K., von Reumont, B. M., Simon, S., Roeding, F., Strauss, S., Kück, P., ... y Misof, B. (2010). A phylogenomic approach to resolve the arthropod tree of life. *Molecular biology and Evolution*, 27(11), 2451-2464.
- Nentwig, W., Blick, T., Bosmans, R., Gloor, D., Hänggi, A., Kropf, C. (2023) . *Araneae, spiders of Europe*. Versión 04.2023. Recuperado en abril de 2023 de <https://www.araneae.nmbe.ch>

- Oger, P. (2023). *Les araignées de Belgique et de France*. Recuperado en abril de 2023 de <https://arachno.piwigo.com>
- Selden, P. A. (1996). *La historia geológica de las arañas (Araneae)*. *Paleoentomología*, 16, 105-112.
- Sharma, P. P., Kaluziak, S. T., Pérez-Porro, A. R., González, V. L., Hormiga, G., Wheeler, W. C., & Giribet, G. (2014). Phylogenomic interrogation of Arachnida reveals systemic conflicts in phylogenetic signal. *Molecular biology and evolution*, 31(11), 2963-2984.
- Simó, M., Laborda, Á., Jorge, C., y Castro, M. (2011). *Las arañas en agroecosistemas: bioindicadores terrestres de calidad ambiental*. Innotec, (6 ene-dic), 51-55.
- Ubick, D., Paquin, P., Cushing, P. E., y Roth, V. D. (Eds.). (2017). *Spiders of North America: an identification manual*. American Arachnological Society.
- Uetz, G. W., Halaj, J., y Cady, A. B. (1999). *Guild structure of spiders in major crops*. *Journal of Arachnology*, 270-280.
- Villarreal, H., Álvarez, M., Córdoba, S., Escobar, F., Fagua, G., Gast, F., ... y Umaña, A. M. (2006). *Métodos para el análisis de datos: una aplicación para resultados provenientes de caracterizaciones de biodiversidad*. *Manual de métodos para el desarrollo de inventarios de biodiversidad*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia, 185-226.
- Weng, J. L., Barrantes, G., y Eberhard, W. G. (2006). *Feeding by Philoponella vicina (Araneae, Uloboridae) and how uloborid spiders lost their venom glands*. *Canadian Journal of Zoology*, 84(12), 1752-1762.
- World Spider Catalog (2023). *World Spider Catalog*. Versión 24.0. Natural History Museum Bern. Recuperado en abril de 2023 de <https://wsc.nmbe.ch/>

Yap, T. F., Liu, Z., Rajappan, A., Shimokusu, T. J., y Preston, D. J. (2022). *Necrobotics: Biotic Materials as Ready-to-Use Actuators*. *Advanced Science*, 9(29), 2201174.

Zhang, Z. Q. (2013). *Phylum Arthropoda*. In: Zhang, Z.-Q.(Ed.) *Animal Biodiversity: An Outline of Higher-level Classification and Survey of Taxonomic Richness* (Addenda 2013). *Zootaxa*, 3703(1), 17-26.

9. ANEXOS

Anexo 1: tabla de datos desarrollada.

Nº ejemplares	Taxones		Familia	M.1.1				M.1.2				M.1.3				M.1.4				M.1.5				
				J	H	M	T	J	H	M	T	J	H	M	T	J	H	M	T	J	H	M	T	
2	Eragena	Ag.01	Agelenidae																		0	0	1	1
7	Tegenaria	Ag.02	Agelenidae																					
2	Tegenaria pagana	Ag.03	Agelenidae		0	0	2	2		2	1	3	6											
1	Ageleneta redii	Ar.01	Araneidae																					
12	Filistata insidiatrix	Fi.01	Filistidae										5	0	0	5	1	0	0	1				
2	Civizetes	Gn.01	Gnaphosidae																					
1	Drassodes	Gn.02	Gnaphosidae														1	0	0	1				
8	Drassodes	Gn.03	Gnaphosidae							0	2	5	7											
22	Pterotricha	Gn.04	Gnaphosidae		3	1	2	6	2	0	0	2					0	3	0	3				
1	Leptodrasex	Gn.05	Gnaphosidae																					
1	Scotophaeus	Gn.06	Gnaphosidae																					
2	Zelotes	Gn.07	Gnaphosidae						0	1	0	1												
2	Hersilia	He.01	Hersiliidae																		0	2	0	
1	Linyphiidae 1	Li.01	Linyphiidae																		0	1	0	
1	Linyphiidae 2	Li.02	Linyphiidae																					
1	Linyphiidae 3	Li.03	Linyphiidae																					
1	Linyphiidae 4	Li.04	Linyphiidae																					
1	Linyphiidae 5	Li.05	Linyphiidae																					
1	Linyphiidae 6	Li.06	Linyphiidae																					
1	Linyphiidae 7	Li.07	Linyphiidae																					
1	Linyphiidae 8	Li.08	Linyphiidae																					
1	Linyphiidae 9	Li.09	Linyphiidae																					
1	Hogna	Ly.01	Lycosidae						0	1	0	1												
1	Lycosa hispanica	Ly.02	Lycosidae																					
1	Xerolycosa	Ly.03	Lycosidae																					
2	Oxyopes heterophthalmus	Ox.01	Oxyopidae																					
1	Oxyopes lineatus/nigripalpis	Ox.02	Oxyopidae																					
4	Palpimanus gibbulus	Pa.01	Palpimanidae		1	2	0	3				1	0	0	1									
1	Pulchellodromus	Pl.01	Phidromidae																					
5	Holocnemus	Po.01	Pholcidae														0	1	0	1	0	1	1	
18	Cyba algerina	Sa.01	Salticidae		0	3	0	3					1	1	0	2								
2	Menemerus semilimbatus	Sa.02	Salticidae																					
1	Pellenes nigroclitatus	Sa.03	Salticidae																					
1	Phlegma	Sa.04	Salticidae																					
2	Scytodes velutina	Sc.01	Scytodidae																					
23	Loxosceles rufescens	Si.01	Sicariidae		2	0	0	2				2	3	0	5		0	1	0	1	0	2	1	
6	Steatoda paykulliana	Te.01	Theridiidae		0	1	0	1	0	1	0	1					0	1	0	1	0	1	2	
1	Bassanoides bufo	To.01	Thomisidae														0	1	0	1				
1	Oxyptila	To.02	Thomisidae																					
1	Xysticus	To.03	Thomisidae																					

Anexo 2: matriz de datos de captura.

MultipleSampleSets		3	aranas olivar lgv_2023		
M.1	*SampleSet*	1	1	1	
40	5				
	M.1.1	M.1.2	M.1.3	M.1.4	M.1.5
Ag.01	0	1	0	0	1
Ag.02	0	6	0	0	0
Ag.03	2	0	0	0	0
Ar.01	0	0	0	0	0
Fi.01	0	0	5	1	0
Gn.01	0	0	0	0	0
Gn.02	0	0	0	1	0
Gn.03	0	7	0	0	0
Gn.04	6	2	0	3	0
Gn.05	0	0	0	0	0
Gn.06	0	0	0	0	0
Gn.07	0	1	0	0	0
He.01	0	0	0	0	2
Li.01	0	0	0	0	1
Li.02	0	0	0	0	0
Li.03	0	0	0	0	0
Li.04	0	0	0	0	0
Li.05	0	0	0	0	0
Li.06	0	0	0	0	0
Li.07	0	0	0	0	0
Li.08	0	0	0	0	0
Li.09	0	0	0	0	0
Ly.01	0	1	0	0	0
Ly.02	0	0	0	0	0
Ly.03	0	0	0	0	0
Ox.01	0	0	0	0	0
Ox.02	0	0	0	0	0
Pa.01	3	0	1	0	0
Pi.01	0	0	0	0	0
Po.01	0	0	0	1	1
Sa.01	3	0	2	0	0
Sa.02	0	0	0	0	0
Sa.03	0	0	0	0	0
Sa.04	0	0	0	0	0

Sc.01	0	0	0	0	0
Si.01	2	0	5	0	3
Te.01	1	1	0	1	2
To.01	0	0	0	1	0
To.02	0	0	0	0	0
To.03	0	0	0	0	0
M.2	*SampleSet*	1	1	1	
40	5				
	M.2.1	M.2.2	M.2.3	M.2.4	M.2.5
Ag.01	0	0	0	0	0
Ag.02	0	1	0	0	0
Ag.03	0	0	0	0	0
Ar.01	0	0	0	0	0
Fi.01	1	0	1	1	0
Gn.01	0	0	0	0	0
Gn.02	0	0	0	0	0
Gn.03	0	0	0	0	0
Gn.04	1	3	2	0	0
Gn.05	0	0	0	0	0
Gn.06	0	0	0	0	0
Gn.07	0	0	0	0	0
He.01	0	0	0	0	0
Li.01	0	0	0	0	0
Li.02	0	1	0	0	0
Li.03	0	0	0	1	0
Li.04	0	0	0	0	1
Li.05	0	0	0	0	0
Li.06	0	0	0	0	0
Li.07	0	0	0	0	0
Li.08	0	0	0	0	0
Li.09	0	0	0	0	0
Ly.01	0	0	0	0	0
Ly.02	0	0	0	0	1
Ly.03	0	0	1	0	0
Ox.01	0	0	0	0	2
Ox.02	0	0	0	0	1
Pa.01	0	0	0	0	0
Pi.01	0	0	0	0	0
Po.01	0	0	0	0	0

Sa.01	1	1	1	3	0
Sa.02	0	0	0	0	0
Sa.03	0	0	0	0	0
Sa.04	0	0	0	0	0
Sc.01	0	2	0	0	0
Si.01	4	2	1	1	0
Te.01	0	0	0	0	0
To.01	0	0	0	0	0
To.02	0	0	1	0	0
To.03	0	0	0	0	0
M.3	*SampleSet*		1	1	1
40	5				
	M.3.1	M.3.2	M.3.3	M.3.4	M.3.5
Ag.01	0	0	0	0	0
Ag.02	0	0	0	0	0
Ag.03	0	0	0	0	0
Ar.01	1	0	0	0	0
Fi.01	0	1	0	1	1
Gn.01	0	0	2	0	0
Gn.02	0	0	0	0	0
Gn.03	0	0	1	0	0
Gn.04	1	1	1	1	1
Gn.05	1	0	0	0	0
Gn.06	1	0	0	0	0
Gn.07	1	0	0	0	0
He.01	0	0	0	0	0
Li.01	0	0	0	0	0
Li.02	0	0	0	0	0
Li.03	0	0	0	0	0
Li.04	0	0	0	0	0
Li.05	0	1	0	0	0
Li.06	0	0	1	0	0
Li.07	0	0	1	0	0
Li.08	0	0	1	0	0
Li.09	0	0	1	0	0
Ly.01	0	0	0	0	0
Ly.02	0	0	0	0	0
Ly.03	0	0	0	0	0
Ox.01	0	0	0	0	0

Ox.02	0	0	0	0	0
Pa.01	0	0	0	0	0
Pi.01	0	0	0	1	0
Po.01	0	0	0	1	2
Sa.01	0	1	0	2	4
Sa.02	1	0	1	0	0
Sa.03	0	0	0	1	0
Sa.04	0	0	0	0	1
Sc.01	0	0	0	0	0
Si.01	3	1	0	0	1
Te.01	0	1	0	0	0
To.01	0	0	0	0	0
To.02	0	0	0	0	0
To.03	0	0	0	0	1

Anexo 3: resultados obtenidos en EstimateS.

*EstimateS (Version 9.1.0), Copyright R. K. Colwell: <http://purl.oclc.org/estimates>
Diversity Output from Input File: M.1 (16 junio, 2023)*

Samples	Individuals	(computed)			S(est)	S(est)	95% CI Lower Bound			S(est)	95% CI	
Upper Bound	S(est)	SD	S	Mean (runs)	Singletons	Mean	Singletons	SD (runs)	Duplicates	Mean	SD (runs)	
Doubletons	Mean	Doubletons	SD (runs)	Uniques	Mean	Uniques	SD (runs)	Duplicates	Mean	SD (runs)		
Mean	Duplicates	SD (runs)	ACE	Mean	ACE	SD (runs)	ICE	Mean	ICE	SD (runs)		
Chao 1	Mean	Chao 1	95% CI	Lower Bound	Chao 1	95% CI	Upper Bound	Chao	1	SD		
(analytical)	Chao 2	Mean	Chao 2	95% CI	Lower Bound	Chao 2	95% CI	Upper Bound				
Chao 2	SD (analytical)	Jack 1	Mean	Jack 1	SD (analytical)	Jack 2	Mean					
Jack 2	SD (runs)	Bootstrap	Mean	Bootstrap	SD (runs)	MMRuns	Mean	MMMeans	(1	run)		
	Cole	Rarefaction	Cole	SD (analytical)	Alpha	Mean	Alpha	SD (analytical)				
Shannon	Mean	Shannon	SD (runs)	Shannon	Exponential	Mean	Shannon	Exponential	SD			
(runs)	Simpson	Inv	Mean	Simpson	Inv	SD (runs)						
1	13,4	5,8	3,76	7,84	1,04	5,73	2,73	1,67	1,19	0,8	5,73	
0,93	0	0	11,96	8,1	5,73	0,93	8,37	6,33	21,82	3,04	5,73	
9,06	9,06	0	5,73	0	0	0	5,73	0,93	0	0	8,45	
1,77	0	0	0	0	0	0	0	0				
2	26,8	9,9	6,9	12,9	1,53	9,88	3,98	1,48	2,21	0,83	8,14	
1,72	1,74	0,79	14,56	3,85	49,84	17,19	12,3	10,26	26,46	3,07	17,17	
11,66	41,48	6,24	13,95	0,57	13,95	2,05	11,92	1,64	34,61	33,78	12,14	
1,58	0	0	0	0	0	0	0	0				
3	40,2	12,9	9,39	16,41	1,79	12,75	4,62	1,43	2,62	0,68	8,72	2,5
	3,4	1,4	17,16	3,59	36,67	20,36	15,32	13,16	29,86	3,18	21,06	
14,98	45,65	6,54	18,56	1,12	20,9	4,25	15,46	2,26	33,91	33,3	14,3	
1,34	0	0	0	0	0	0	0	0				

EstimatesS (Version 9.1.0), Copyright R. K. Colwell: <http://purl.oclc.org/estimates>
Diversity Output from Input File: M.2 (16 junio, 2023)

NOTE: Chao's estimated CV for Incidence distribution = 0,875. Because the CV > 0.5, Anne Chao recommends that you re-compute Chao2 using the Classic instead of the Bias-Corrected option in the Diversity Settings screen. Then, based on the results with the Classic option, report the larger of Chao2 and ICE as the better estimate for incidence-based richness.

50

10,64	30,55	3,97	14,2	1,51	15,95	4,08	11,9	2,54	30,3	21,69	10,41	1,5
	0	0	0	0	0	0	0	0				
4	28	12	6,63	17,37	2,74	11,96	6,37	1,1	2,18	0,99	7,96	1,5
	1,22	0,81	20,7	3,49	28,37	6,65	17,42	12,95	42,41	5,86	21,99	
14,12	58,75	9,26	17,93	2,3	21,5	3,15	14,56	2,01	30,82	23,41	12,31	
1,17	0	0	0	0	0	0	0	0				
5	35	14	7,78	20,22	3,17	14	8	0	2	0	10	0
	0	0	27,71	0	39	0	23,07	15,88	57,77	8,63	50	
24,92	132,73	24,12	22	2,83	28	0	17,3	0	28,85	25,68	0	0
	0	0	0	0	0	0	0	0				

EstimateS (Version 9.1.0), Copyright R. K. Colwell: <http://purl.oclc.org/estimates>
Diversity Output from Input File: M.3 (16 junio, 2023)

NOTE: Chao's estimated CV for Abundance distribution = 0,948. Because the CV > 0.5, Anne Chao recommends that you re-compute Chao1 using the Classic instead of the Bias-Corrected option in the Diversity Settings screen.
Then, based on the results with the Classic option, report the larger of Chao1 and ACE as the better estimate for abundance-based richness.

NOTE: Chao's estimated CV for Incidence distribution = 0,887. Because the CV > 0.5, Anne Chao recommends that you re-compute Chao2 using the Classic instead of the Bias-Corrected option in the Diversity Settings screen.
Then, based on the results with the Classic option, report the larger of Chao2 and ICE as the better estimate for incidence-based richness.

Samples	Individuals	(computed)	S(est)	S(est)	95% CI Lower Bound	S(est)	95% CI Upper Bound	S(est)	SD	S Mean	(runs)	Singletons Mean	Singletons SD	(runs)	Doubletons Mean	Doubletons SD	(runs)	Uniques Mean	Uniques SD	(runs)	Duplicates Mean	Duplicates SD	(runs)	ACE Mean	ACE SD	(runs)	ICE Mean	ICE SD	(runs)						
Chao 1	Mean	Chao 1	95% CI Lower Bound	Chao 1	95% CI Upper Bound	Chao 1	Mean	Chao 2	Mean	Chao 2	95% CI Lower Bound	Chao 2	95% CI Upper Bound	Chao 2	SD	(analytical)	Jack 1	Mean	Jack 1	SD	(analytical)	Jack 2	Mean	Jack 2	SD	(runs)	Bootstrap	Mean	Bootstrap	SD	(runs)	MMRuns	Mean	MMMeans	(1 run)
Cole	Rarefaction	Cole	SD	(analytical)	Alpha	Mean	Alpha	SD	(analytical)	Shannon	Mean	Shannon	SD	(runs)	Shannon	Exponential	Mean	Shannon	Exponential	SD	(runs)	Simpson	Inv	Mean	Simpson	Inv	SD	(runs)							
1	8,4	6,8	3,76	9,84	1,55	6,77	5,81	0,72	0,55	0,5	6,77	0,74	0	0	26,2	7,86	6,77	0,74	15,91	8,63	52,48	8,94	6,77	10,71	10,71	0	6,77	0	0	0	6,77	0,74	0	0	6,83
1,99	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
2	16,8	11,5	7,05	15,95	2,27	11,53	8,13	2,29	2,46	0,88	9,48	2,89	2,05	1,18	29,91	11,64	95,52	63,32	20,99	13,63	54,84	8,57	21,17	13,8	53,02	8,27	16,27	0,54	16,27	3,2	13,9	2,49	35,61	37,24	11,66
2,14	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	

3	25,2	15,4	9,81	20,99	2,85	15,32	10,4	2,17	2,13	0,94	11,68	3,1
	2,27	0,85	35,02	7,65	66,91	42,76	31,15	19,15	81,34	13,22	31,49	
19,52	78,26	12,67	23,11	1,67	26,62	5,33	18,86	3,08	54,98	41,42	15,53	2
	0	0	0	0	0	0	0	0				
4	33,6	18,8	12,18	25,42	3,38	18,72	12,5	0,97	2,31	1,32	13,45	
1,43	3,04	1,51	43,89	2,26	55,46	8,82	44,98	26,26	111,02	18,69	35,75	
23,23	83,35	13,06	28,81	2,87	34,52	2,95	23,17	2,11	52,43	44,95	18,9	
1,58	0	0	0	0	0	0	0	0				
5	42	22	14,31	29,69	3,92	22	15	0	2	0	16	0
	2	0	56,33	0	68,37	0	56,17	31,45	145,57	25,05	54	31
	135,8	23,08	34,8	3,2	43,5	0	27,43	0	52,62	48,68	0	0
	0	0	0	0	0	0	0	0				