



UNIVERSIDAD DE JAÉN
Facultad de Ciencias Experimentales

Trabajo Fin de Grado

Descripción de la aracnofauna de la comarca de la Bahía de Cádiz

Alumno: Javier Rodríguez Bohórquez

Julio, 2021



UNIVERSIDAD DE JAÉN



Trabajo Fin de Grado

Descripción de la aracnofauna de la comarca de la Bahía de Cádiz

Javier

Alumno: Javier Rodríguez Bohórquez

Jaén, Julio, 2021

Índice

1. Resumen.....	1
2. Introducción.....	2
2.1 Anatomía	2
2.2 Ciclo Biológico y reproducción	5
2.3 Ecología.....	6
2.4 Caracterización por técnicas de biología molecular	8
2.5 Justificación.....	9
3. Objetivos.....	9
4. Material y método.....	10
4.1 Ámbito geográfico	10
4.2 Proceso de captura, fijación, observación y conservación	14
4.3 Relación de claves utilizadas.....	15
4.4 Estudio estadístico	18
4.5 Métodos moleculares	19
5. Resultados.....	20
6. Discusión	26
7. Conclusión.....	28
8. Bibliografía:	29
9. Anexos:	33

1. Resumen

Con el deseo de conocer las comunidades arácnidas de la comarca de la Bahía de Cádiz, se han llevado a cabo una serie de muestreos en dos zonas de pinar pertenecientes a Puerto Real: el Pinar de la Algaida y Las Canteras. Los muestreos se hicieron entre el verano de 2020 y junio de 2021. En este estudio se recogieron 289 individuos pertenecientes a 24 familias, 34 géneros y 31 especies, entre las que destacan las familias Theridiidae, Salticidae y Linyphiidae debido a su gran presencia. Tras el estudio estadístico, las curvas de rarefacción nos revelan que las poblaciones en las dos zonas de muestreo son similares en cuanto a especies esperadas. El índice de Jaccard nos muestra que las familias en las dos zonas son prácticamente idénticas, en cuanto a los taxones encontrados, si podemos observar diferencias significativas entre ambas zonas. Además, se ha hecho un primer acercamiento hacia el uso de códigos de barras mitocondriales del gen COI para su futura secuenciación.

Abstract

With the objective to know the arachnid communities of the region of the Bay of Cádiz, a series of samplings have been carried out in two pine forest areas belonging to Puerto Real: the Pinar de la Algaida and Las Canteras. These samplings have been done between the summer of 2020 and June 2021. In this study, a total of 289 spiders belonging to 24 families, 34 genera and 31 species were collected. The families Theridiidae, Salticidae and Linyphiidae stand out due to their large presence. The rarefaction curves reveal that the populations in the two sampling areas are similar in terms of expected species. The Jaccard index shows us that the families in the two zones are practically identical. As for the taxa found, we can observe significant differences between the two zones. A first approach has been made towards the use of mitochondrial barcoding of the COI gene for future sequencing.

2. Introducción

Las arañas son artrópodos pertenecientes al orden Araneae, clase Arachnida, subfilo Chelicerata. Se encuentran entre los órdenes más diversos de artrópodos, con una amplia distribución mundial, estando presentes en todos los hábitats terrestres. Se han descrito más de 40.000 especies, agrupadas en 109 familias (Nentwig y Kobelt, 2010).

En España se han citado 1.493 especies, agrupadas en 56 familias y 402 géneros, de las cuales 282 de ellas son endémicas de la península ibérica. (Branco *et al.*, 2019). Actualmente en Cádiz hay descritas 264 especies pertenecientes a 42 familias (Sánchez García, 2012; Sánchez y Bosmans, 2017), por lo que podemos decir que el conocimiento de este grupo en la provincia aún no es suficiente.

Las arañas son depredadoras principalmente de insectos, siendo de gran importancia ecológica ya que controlan las poblaciones de estos (Yadav, 2019). Algunas especies son extremadamente sensibles a cambios ambientales, y se pueden usar como bioindicadores de las condiciones ambientales (Ghione *et al.*, 2017).

2.1 Anatomía

Para poder estudiar y determinar las arañas, es importante saber identificar los elementos de su anatomía. El cuerpo de la araña está diferenciado en dos partes, la parte anterior o prosoma y la parte posterior u opistosoma, separados por un estrangulamiento o pedicelo.

En la porción ventral del prosoma se encuentra una placa esclerosada denominada escudo prosómico, así como el esternón y las piezas labiales, que son elementos importantes para la identificación de algunas familias (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010). En la porción anterodorsal del prosoma se encuentran los ojos, siendo ocho el número normal, pero pudiendo verse reducido a seis en el caso de las arañas haploginas o ninguno en algunas especies cavernícolas (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010). En el prosoma, se encuentran además, seis pares de apéndices que serían, en orden anteroposterior, los quelíceros, los pedipalpos y cuatro pares de patas marchadoras. Los quelíceros son de vital importancia para la alimentación, y a ellos se encuentran asociados las glándulas del veneno (a excepción de los ulobóridos (Weng *et al.*, 2006)). Los pedipalpos sufren una fuerte modificación en los machos a través del desarrollo del cimbio. Esta transformación sirve para la inseminación de la

hembra. Por último, los cuatro pares de patas marchadoras, que se dividen en coxa, trocánter, fémur, patela, tibia, metatarso y tarso. (Figura 2.1)

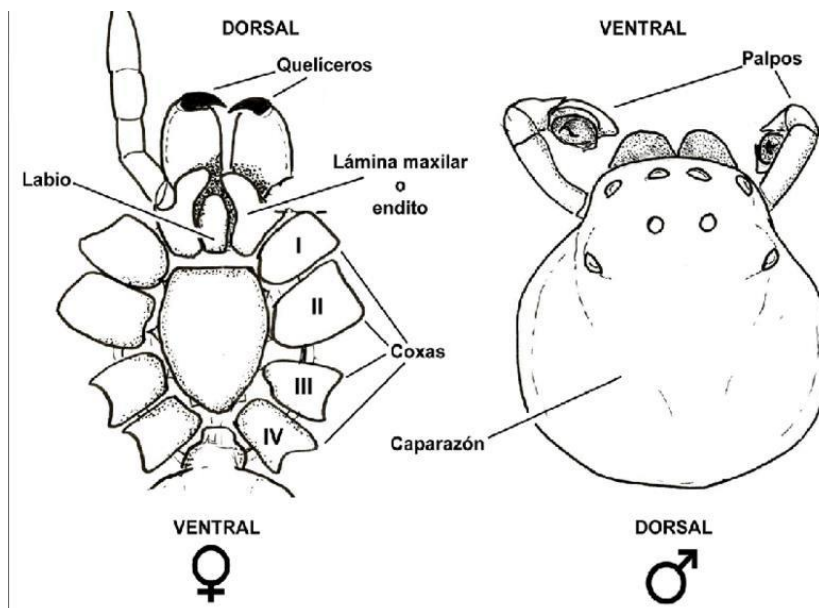


Figura 2.1: Esquema de la morfología del prosoma de una araña. Recuperado de Grismado *et al.*, 2014.

Las patas siempre acaban en dos o tres uñas en función del modo de vida de la especie en cuestión, así las arañas tejedoras (arañas que usan su tela para cazar) tienen tres uñas, siendo la tercera la que permite a estas manejar y caminar mejor por la tela. Las arañas que tienen dos uñas suelen ser arañas errantes (aquellas arañas que no usan su tela para cazar) y presentan un penacho de pelos que les ayudan a adherirse mejor al sustrato (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010).

Las arañas se dividen en dos grandes grupos según la posición de sus quelíceros: Ortognatas o migalomorfas y labidognata o arenomorfas. Las ortognatas son las arañas conocidas como tarántulas, y las labidognatas, son consideradas arañas verdaderas. Los ortognatos tienen las uñas de los quelíceros paralelas entre sí apuntando hacia el cuerpo de la araña. Los labidognatos, por otra parte, tienen las uñas perpendiculares entre sí, apuntando la una a la otra. (Figura 2.3)

En los quelíceros desembocan las glándulas de veneno, veneno que es usado por las arañas para matar a sus presas o como mecanismo de defensa frente a sus depredadores. El veneno generalmente se inyecta en las presas a través de un conducto en los colmillos (King, 2004). En España solo hay tres géneros que pueden ser peligrosos, aunque no mortales, para el ser humano (géneros *Latrodectus*, *Steatoda* y *Loxosceles*) (Melic, 1995).



Figura 2.2: Comparación de los quelíceros de una araña araneomorfa y una araña migalomorfa. Recuperado de Melic, 2015.

Por otra parte, en el opistosoma podemos observar el surco epigástrico con el orificio genital (modificado en un epigino en el caso de las hembras), orificios respiratorios y las hileras de la seda, que están en relación con las glándulas sericígenas encargadas de su fabricación y cuya salida al exterior tiene lugar a través de numerosos poros (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010). (Figura 2.3)

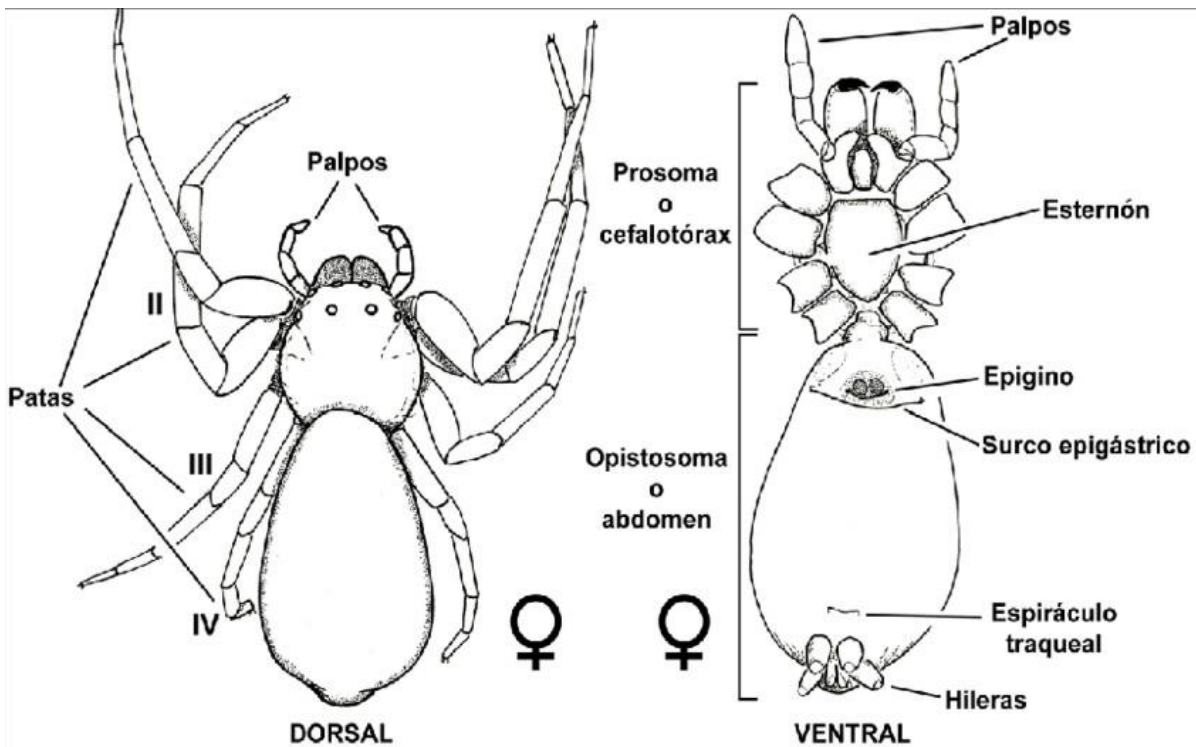


Figura 2.3: Esquema de la morfología exterior de una araña. Recuperado de Grismado *et al.*, 2014

Las hileras o espineretas (Figura 2.2) son parte importante de la araña encargadas de la formación y estructuración de la seda (Lagos, 2001). Todas las

arañas producen seda, que puede ser utilizada de distintas formas, ya sea como método de captura, para forrar los nidos y así sentir las vibraciones de alrededor para identificar peligros o posibles presas, como saco para los huevos o para volar (*ballooning*) (Bell *et al.*, 2005).

2.2 Ciclo Biológico y reproducción

Las arañas presentan dimorfismo sexual. El macho suele ser de menor tamaño e incluso de colores diferentes a las hembras. Llegada la madurez y después de la última muda, momento en el que se modifican los palpos, el macho comienza el proceso de la fecundación. Deposita una gota de líquido espermático, para proceder después a cargar los bulbos de sus palpos. Con los bulbos cargados de espermatozoides, parte en busca de una hembra (Almada y Medrano, 2006).

Cuando el macho halla a la hembra, la corteja con rituales elaborados, en un intento por no ser devorados por la hembra. El ritual puede incluir desde danzas, hasta que el macho obsequie a la hembra con una presa envuelta en seda, lo que en algunas especies ha evolucionado hasta ser sólo una bolsa de seda, desprovista de contenido (Legarralde *et al.*, 2007).

La cópula consiste en la descarga de los bulbos de los palpos del macho en la abertura genital de la hembra, quedando el espermatozoides depositado en las espermatecas (Almada y Medrano, 2006). La hembra tiene una especie de bolsita de forma esférica dentro de la cual deposita los huevos (Legarralde *et al.*, 2007), a la vez que los fecunda con el líquido espermático reservado en sus espermatecas. La hembra envuelve los huevos y forma una ooteca que esconde, lleva consigo o cuelga de un hilo de seda y que en general vigila y protege (Almada y Medrano, 2006). (Figura 2.4)



Figura 2.4: Una araña cargando con su ooteca. Recuperado de Nentwig y Kobelt, 2010

Tras la salida del huevo los juveniles tienden a mantenerse juntos algunos días sin alimentarse, para posteriormente mudar y dispersarse. El número de mudas que requieren las arañas durante el desarrollo hasta convertirse en adultas es bastante variable, desde cuatro o cinco mudas en arañas de pequeño tamaño, siete u ocho en arañas de tamaño medio y hasta más de 20 en arañas grandes. Para casi todas las arañas podría decirse que el ciclo de vida varía entre ocho meses y cuatro años, aunque algunas especies de pequeño tamaño viven menos de seis meses y otras, como los grandes migalomorfos, más de 25 años (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010).

2.3 Ecología

Las arañas son animales poco agresivos, pero también poco gregarios, viviendo la mayor parte de los casos, en lugares oscuros y húmedos, aisladas de sus congéneres en nidos, telas o cuevas, entre el follaje debajo de las piedras, hendiduras, etc. (Almada y Medrano, 2006).

Las arañas son esencialmente depredadoras de insectos e indudablemente, el grupo de arácnidos dominante en prácticamente todos los hábitats, además de ser uno de los grupos de predadores más comunes en los agroecosistemas (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010), por lo que tienen un gran papel en el control biológico de las poblaciones de insectos. En general, las arañas practican dos tipos de estrategias

de caza: las telas de capturas (Figura 2.5) y la caza activa (Figura 2.6), que consiste bien en la localización, persecución y captura de la presa, o bien en la emboscada (Melic, 2015). Según el gremio, que es un grupo de especies que explota los mismos recursos usando un procedimiento similar para capturar sus presas (Uetz *et al.*, 1999), se pueden dividir las familias telas espaciales (familias Theridiidae y Dictynidae), telas orbiculares (familias Araneidae y Uloboridae), telas laminares (familias Linyphiidae y Agelenidae), cazadoras en las hojas (familias Miturgidae, Clubionidae y Sparassidae), cazadoras al acecho (familias Thomisidae, Philodromidae y Pisauridae), cazadoras por acoso (familias Salticidae, Oxyopidae y Mimetidae) y cazadoras de suelo (familias Corinnidae, Gnaphosidae, Lycosidae y Zodariidae) (Barrientos, 2010).



Figura 2.5: *Argiope trifasciata* en su tela de captura. Recuperado de Sánchez, 2012.



Figura 2.6: Salticidae alimentándose tras cazar una presa. Recuperado de Barrientos, 2010.

Las arañas solo pueden alimentarse de comida fluida, predigerida externamente, para ello abren la presa con sus quelíceros e inyectan enzimas digestivas que licuan los tejidos, los cuales absorben luego hasta dejar solo la cáscara quitinosa o los restos no digeribles de la presa (Almada y Medrano, 2006).

La reacción humana frente a las arañas es generalmente de rechazo. Las arañas son temidas ya sea por el número de patas, por el desconocimiento sobre estas o por el peligro que supone su picadura (aunque en España, en la mayoría de los casos la picadura no tiene mayores efectos). Sin embargo, la aracnofobia es un trastorno muy difundido en la población en general (Maguiña-Vargas, 2005).

Hay algunas arañas que se han adaptado a vivir en los ambientes modificados por el hombre. Son las llamadas arañas antropofílicas, aquellas arañas que suelen habitar en el interior de las casas o en sus alrededores, o bien en diversos tipos de construcciones humanas (Martínez Pérez y Baz Ramos, 2010).

2.4 Caracterización por técnicas de biología molecular.

Uno de los desafíos más importantes de la biología de la conservación es el monitoreo a largo plazo de la biodiversidad. Para evaluar correctamente el estado de conservación de los hábitats y el impacto antropogénico que sufren, se requiere de un conocimiento suficiente a nivel regional de la composición de las especies de los ambientes naturales.

Un método prometedor para afrontar estos retos es el código de barras de ADN (Hebert *et al.*, 2003), una técnica que utiliza los caracteres taxonómicos discretos, fáciles de homologar y bien cuantificables, contenidos en los datos de secuencias de ADN, para la identificación de especies estandarizadas de forma rápida y relativamente económica. La codificación de códigos de ADN depende de bajos niveles de variación intraespecífica, frente a una marcada diferenciación genética interespecífica, lo que se ha venido en llamar la "brecha de códigos de barras". Distintos trabajos desarrollados en Centroeuropa y Canadá ponen de manifiesto su utilidad en la determinación de las arañas (Čandek y Kuntner, 2015; Barrett y Hebert, 2005; Astrin *et al.*, 2016; Blagoev *et al.*, 2016). A pesar de todos los progresos realizados, estos estudios deben contrastarse con el trabajo de los taxónomos puesto que, en última instancia, nada podrá sustituir totalmente las observaciones y colecciones realizadas por los naturalistas en el campo (Prendini, 2005). Resulta evidente que la estrategia que implementa los códigos de barras debe entenderse como un complemento a la taxonomía clásica que posibilita el contraste de la información (Hajibabaei *et al.*, 2007).

2.5 Justificación

Como se ha mencionado anteriormente, el estudio de la aracnofauna de España es escaso. Solo en España se estiman 1.493 especies pertenecientes a 56 familias (Branco *et al.*, 2019) y, actualmente, en Cádiz hay descritas 264 especies pertenecientes a 42 familias (Sánchez, 2017) por lo que podemos decir que el conocimiento de este grupo en la provincia aún no es suficiente.

3. Objetivos

Generales

- Determinar las especies que constituyen la aracnofauna de la Bahía de Cádiz.
- Determinar la fenología de las especies detectadas.

Específicos

- Caracterización, por técnicas de biología molecular (amplificación mediante PCR y secuencia del ADN) de las distintas especies de arañas capturadas en el muestreo realizado en la provincia de Cádiz.

4. Material y método

4.1 Ámbito geográfico

El muestreo se realizó en dos pinares de la provincia de Cádiz, situados concretamente en el municipio de Puerto Real. Uno de ellos está situado en el Parque Metropolitano Marisma de los Toruños y Pinar de la Algaida y el otro en el Parque de las Canteras, siendo estos pertenecientes a la comarca de la Bahía de Cádiz.

El pinar de La Algaida está situado en las inmediaciones del río San Pedro ($36^{\circ} 32' 57''$ N $6^{\circ} 12' 18''$ W) y consta de dos áreas bien diferenciadas, una de ellas de humedal y otra de pinar y abarca una superficie de 1.000 hectáreas. (Figura 4.1)

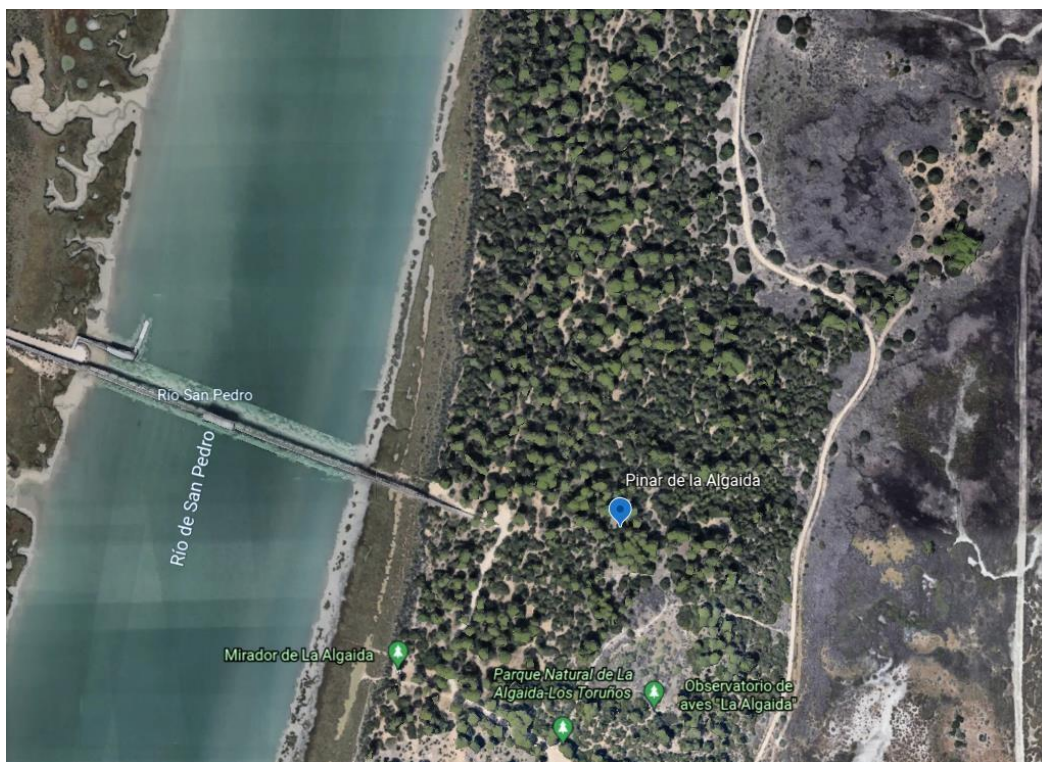


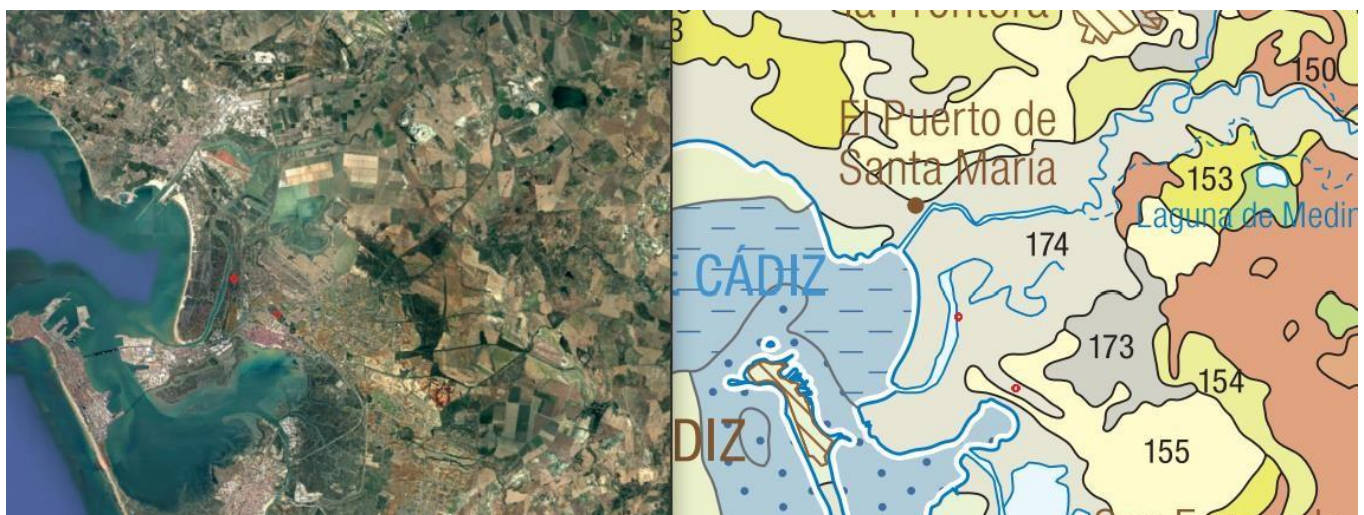
Figura 4.1: Vista aérea de la zona de la Algaida. Recuperado de Google earth, 2021.

Las Canteras ($36^{\circ}32'14''$ N $6^{\circ}11'03''$ O), sin embargo, está formado exclusivamente por pinar con una superficie aproximada de 25 hectáreas. (Figura 4.2)



Figura 4.2: Vista aérea de la zona de las Canteras. Recuperado Google earth, 2021.

En estas zonas son dominantes los arenales y suelos calizos (Figura 4.3). Además, el área de muestreo se encuentra dentro del piso bioclimático termomediterráneo con un ombrotipo de seco a subhúmedo, donde no existen heladas debido a la influencia del mar.



- 174** Conglomerados, areniscas, gravas, arenas, limos y arcillas
- 155** Margas, calcarenitas, limos, areniscas y conglomerados

Figura 4.3: Mapa de los tipos de suelos. Adaptados de IGME, 2015 y Google earth, 2021.

La vegetación fue recogida en primavera, ya que es el momento donde salen más especies herbáceas de carácter anual. Podemos encontrar *Acis autumnalis*, *Aristolochia baetica*, *Asphodelus ramosus*, *Carduus pycnocephalus*, *Chamaerops humilis*, *Cistus Salvifolius*, *Erodium cicutarium*, *Juncus conglomeratus*, *Ligustrum sinense* y *Rhaponticum coniferum* entre otras especies vegetales (Rivas y Gandullo, 1987).

Aunque ambas zonas sean pinares, en La Algaida hay tres especies diferentes de pinos, *Pinus pinea*, *Pinus pinaster* y *Pinus sylvestris*, mientras que en Las Canteras se encuentra un solo tipo, *Pinus pinea*. Por otro lado, la especie arbustiva más abundante de Las Canteras es la *Pistacea lentiscus*, sin embargo, en La Algaida las plantas del género *Juniperus* conforman la mayor parte de la zona arbustiva, aunque esta no es la única especie de arbusto que podemos encontrar ya que, por ejemplo, *Cistus salviifolius* y *Smilax aspera* también están presentes.

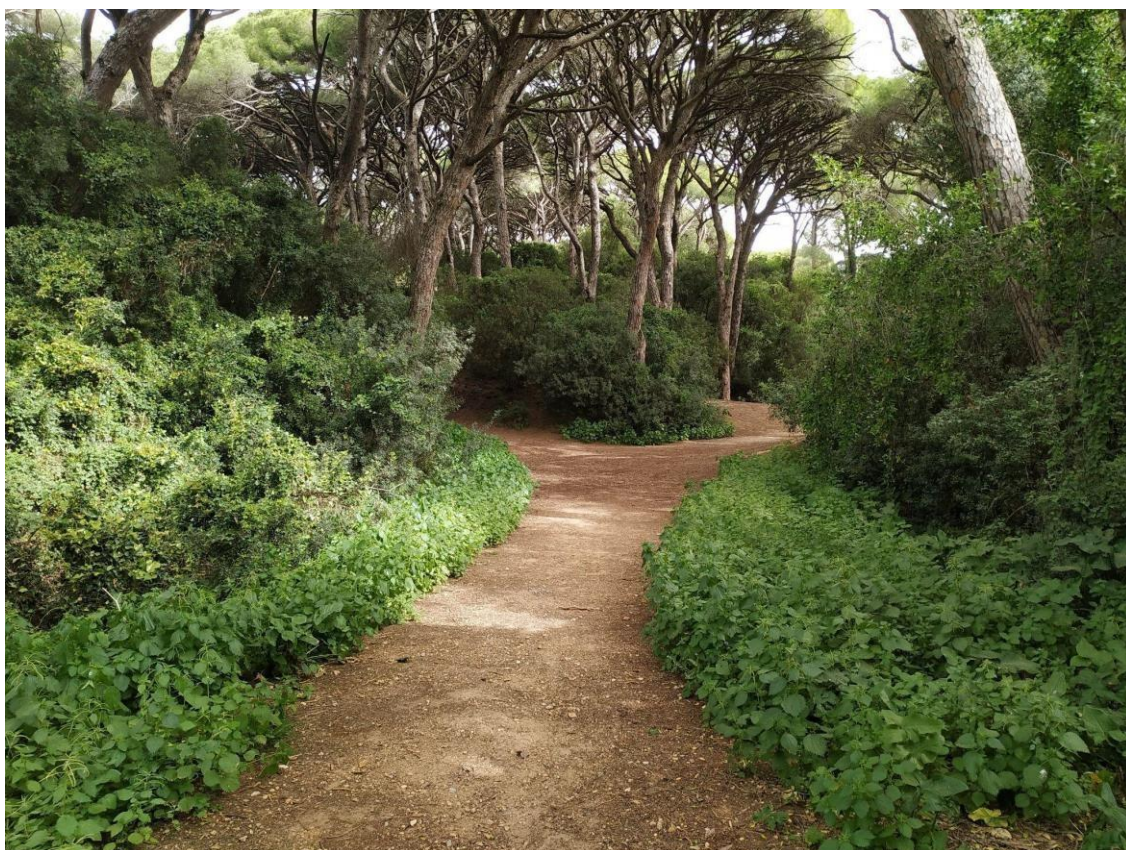


Figura 4.4: Pinar de las Canteras.



Figura 4.5: Parque de La Algaida.

Para ver si las condiciones ambientales afectan a la arcnofauna presente es necesario obtener datos de dichas condiciones en las zonas de estudio. Los datos se recogieron en la página de la junta de Andalucía ([Listado de Estaciones | Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera \(IFAPA\) \(juntadeandalucia.es\)](http://www.juntadeandalucia.es/investigacion-y-formacion-agraria-y-pesquera)). Sin embargo, no hay información de la localidad de Puerto Real por lo que contamos con datos estimados que obtuvimos de una localidad cercana a ambas zonas de muestreo, El Puerto de Santa María. (Figura 4.5)

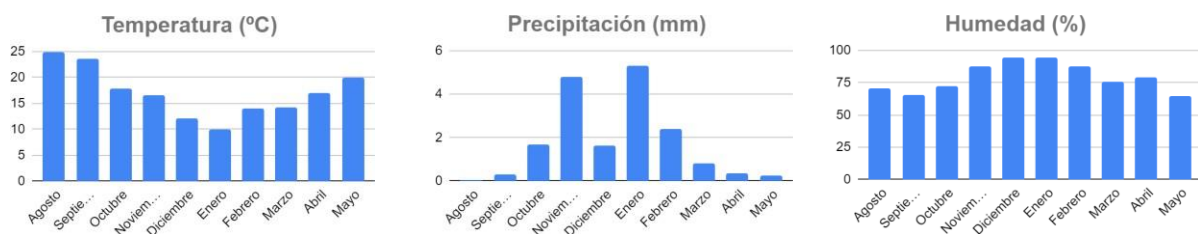


Figura 4.5: Tabla de datos de Temperatura, precipitación y humedad relativa de la localidad del Puerto de Santa María (2020-2021)

La captura se realizó de forma directa, recorriendo la mayor superficie posible en los dos pinares por períodos aproximados de tres horas por muestreo, siendo todos ellos por la mañana.

El muestreo empezó en los meses de agosto y septiembre de 2020, y se retomó de febrero hasta mayo de 2021. (Tabla 4.1)

Tabla 4.1: Representación de las fechas de captura en las diferentes zonas de muestreo.

Zona de Muestreo	Muestreo 1	Muestreo 2	Muestreo 3	Muestreo 4
La Algaida	29 de agosto y 4 de septiembre	28 de febrero y 1 de marzo	30 de marzo	7 de mayo
Las Canteras	20 y 25 de agosto	27 de febrero y 2 de marzo	29 de marzo	8 de mayo

4.2 Proceso de captura, fijación, observación y conservación.

En las dos zonas de muestreo, la captura se realizó mediante colecta manual y captura activa. La colecta manual consiste en la captura directa de individuos, caminando y recogiendo las arañas que se ven. Estas se capturan con ayuda de unas pinzas y unos tubos de plástico con alcohol al 70%. (Gómez y Jones, 2002).

En este caso, las arañas fueron recogidas con pinzas y una lupa cazadora de insectos (Figura 4.5) y, posteriormente, fueron guardadas en botes con alcohol al 70% y etiquetados con la fecha y zona de muestreo.



Figura 4.5: Lupa cazadora de insectos.

La determinación de los individuos se llevó a cabo usando una lupa binocular para observar caracteres morfológicos de especial interés para la determinación de género y especie, como son el número y la disposición de los ojos, el número de uñas, y la forma de los pedipalpos en el caso de los machos reproductores o el epigino en el caso de las hembras. Para poder realizar la determinación, la araña se coloca en un bloque de vidrio para microscopio Hecht, con alcohol al 70%. Para observar a los

individuos, se usaron unas pinzas sin dientes de punta fina con el fin de poder manipular mejor a los ejemplares.

Una vez determinada la familia, y en el caso que sea posible, el género y la especie, los ejemplares se guardan en botes con suficiente alcohol al 70% para evitar que se pudran las muestras y se organizan en función de la fecha y lugar del muestreo. Para tener los datos organizados y poder hacer el estudio estadístico, los datos se guardaron en una tabla Excel donde se especifica familia, género, especie, zona de muestreo y fecha.

4.3 Relación de claves utilizadas

Para la determinación de los individuos se utilizó la clave de Araneae spiders of Europe editado por Nentwig *et al.* [araneae - Home \(nmbe.ch\)](http://araneae-home.nmbe.ch). Una vez determinado el individuo, se comparan con imágenes sacadas de [Les araignées de Belgique et de France \(piwigo.com\)](http://Les.araignees.de.Belgique.et.de.France.piwigo.com) y [Wiki de la sociedad aracnológica E. V. \(arages.de\)](http://Wiki.de.la.sociedad.aracnol%C3%B3gica.E.V.arages.de).

El primer paso para determinar las arañas es ver la posición de sus quelíceros. Si los quelíceros son paralelos dichas arañas son parte del grupo de las ortognatas y, si por el contrario, tienen los colmillos enfrentados son labidognatas. (Figura 4.6)

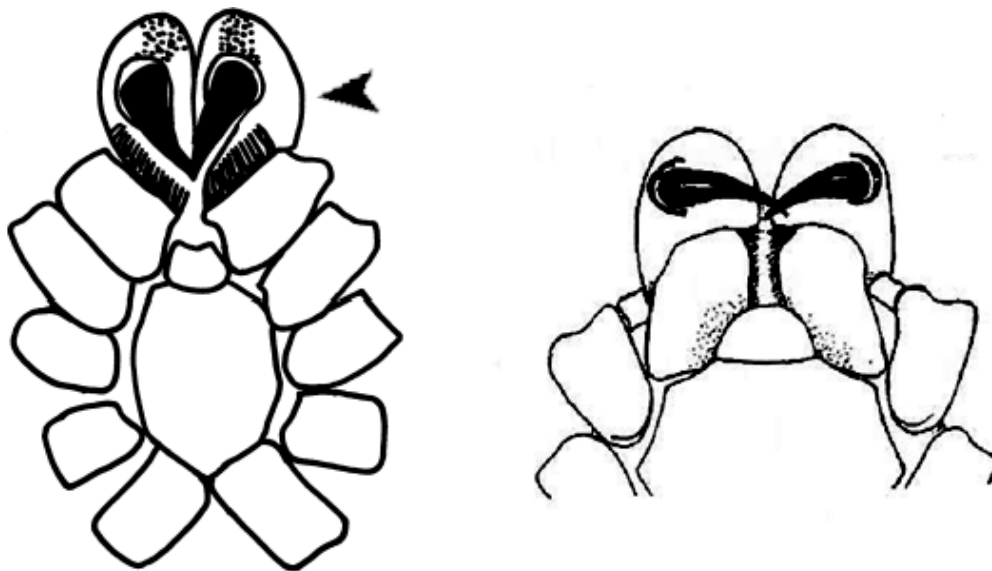


Figura 4.6: Disposición de los quelíceros de Ortognata. Recuperado de Kraus y Baur, 1974 y Labidognata. Recuperado de Jocqué y Dippenaar-Schoeman, 2007.

Dentro del grupo de las labidognatas debemos fijarnos primero en su disposición ocular para descartar que se trate de una Salticidae, ya que esta familia posee una posición de los ojos muy característica. (Figura 4.7)

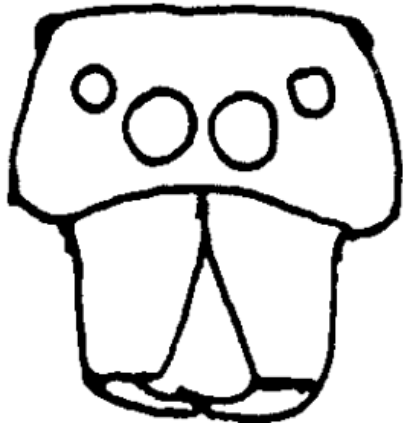


Figura 4.7: Visión frontal de la disposición ocular de una araña de la familia Salticidae. Recuperado de Heimer y Nentwig, 1991.

Si no se trata de una araña de esta familia debemos proseguir mirando el número de hileras visibles, ya que pueden darse tanto un par visible como tres pares visibles. En el caso de que posea tres pares visibles habría que observar el número de ojos presentes y su disposición para comprobar si existen coincidencias con alguna familia como Lycosidae, Pisauridae o Thomisidae si tienen ocho ojos (Figura 4.8), o Sicariidae o Pholcidae en el caso de tener seis. (Figura 4.9)

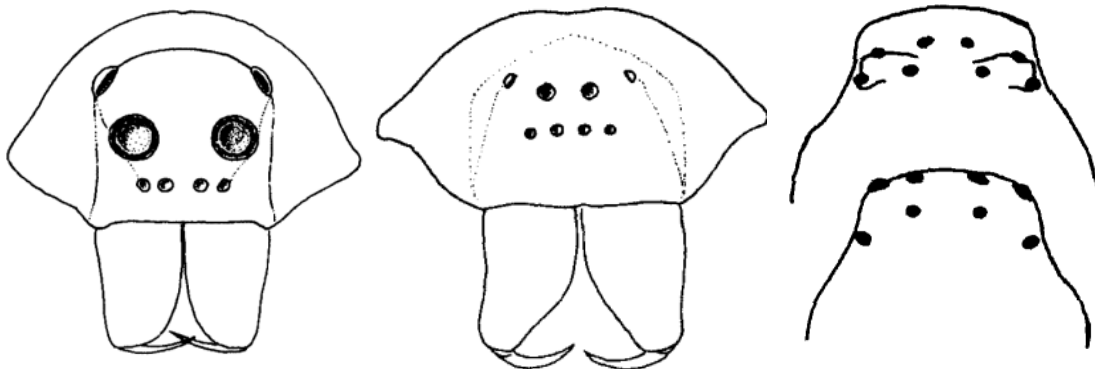


Figura 4.8: Visión frontal de la disposición ocular de arañas de la familia Lycosidae. Recuperado de Roberts, 1995, visión frontal de una araña de la familia Pisauridae. Recuperado de Roberts, 1995 y visión cenital de la posición de los ojos de una araña de la familia Thomisidae. Recuperado de Heimer y Nentwig, 1991.

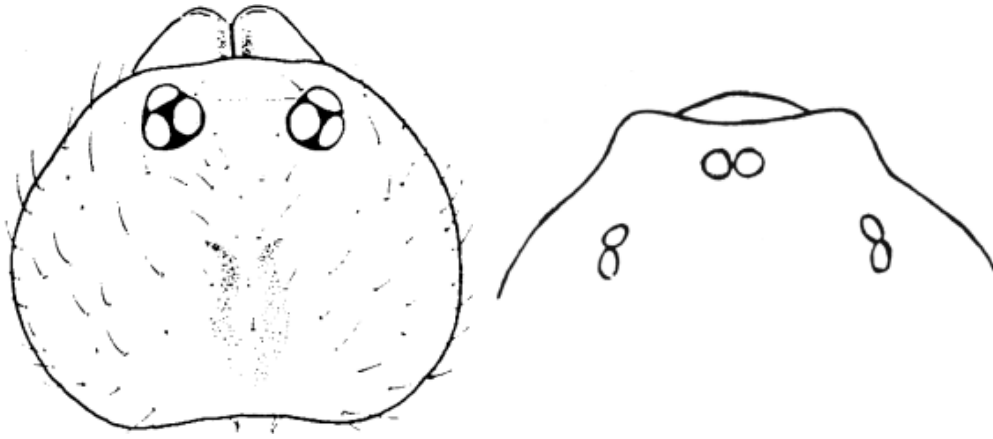


Figura 4.9: Visión cenital de la disposición ocular de una araña de la familia Pholcidae. Recuperado de Miller y Zitnanska, 1976 y de una araña de la familia Sicariidae. Recuperado de Drensky, 1939.

Si no coinciden con ninguna de las familias mencionadas anteriormente, se hace un recuento de las uñas que posee la araña. Esto nos ayuda a saber si se trata de una araña corredora en el caso de que tenga dos uñas o si, por el contrario, forma parte de las arañas cazadoras con red que tienen tres uñas. En el caso de que tenga tres uñas pasamos a determinar el número de tricobrotias presentes (Figura 4.10). Las tricobrotias son pequeños pelos muy delgados de carácter sensitivo y pueden darse o bien entre cero y dos o bien más de dos en cada pata del ejemplar.



Figura 4.10: Representación de las tricobrotias en el tarso de una araña. Recuperado de Barth, 2002.

En el resto de los casos se comparan las características morfológicas de la araña con las más representativas o importantes de cada familia, como puede ser observar el tamaño del clipelo para diferenciar entre Araneidae y Linyphiidae, o ver si tiene un par de ojos deformados y las hileras cilíndricas como en el caso de los

Gnaphosidae, si son cribeladas o no, si sus quelíceros presentan o carecen de dientes, etc.

4.4 Estudio estadístico.

La imposibilidad de registrar el total de especies durante un trabajo de muestreo es un grave problema metodológico en los estudios de la biodiversidad (Jiménez-Valverde y Hortal, 2003), por ello se hace un estudio estadístico, para que los datos obtenidos se ajusten más a la realidad.

Los individuos ya determinados se metieron en un documento Excel donde se realizó una hoja de presencia y ausencia y de abundancia. A continuación, en el programa EstimateS (Colwell y Elsensohn, 2014), una aplicación de software libre que calcula una multitud de estadísticas de la biodiversidad e índices basados en los datos de muestreo biótico ([Estimaciones: Estimación de la biodiversidad \(uconn.edu\)](http://Estimaciones:Estimación%20de%20la%20biodiversidad%20(uconn.edu))), se introdujeron los datos de las familias separadas por cada zona de muestreo y se realizó una curva de rarefacción según el número de individuos. Estas curvas tienen como finalidad estimar el número de especies esperadas en el caso de que todas las réplicas tuvieran el mismo número de ejemplares capturados (Jiménez-Valverde y Hortal, 2003) y se utilizan en el caso de que se den réplicas de tamaño desigual, por lo que reduce la réplica de mayor tamaño para equipararse con la que tiene menor tamaño (Villareal *et al.*, 2006).

Además, se realizó una curva de rarefacción para la que se utilizó el índice de Chao 2 en lugar de las especies esperadas. Chao 2 estima el número de especies esperadas teniendo en cuenta la relación entre el número de taxones únicos, aquellos que solo aparecen en una zona, y el número de taxones duplicados, los cuales aparecen compartidas en las dos zonas (Villareal *et al.*, 2006).

Con la curva de rarefacción se puede obtener la diversidad alfa, es decir, el número de taxones específicos de cada hábitat.

Por último, se calculó la diversidad beta, es decir, el número de especies compartidas respecto al número total de especies exclusivas (Villareal *et al.*, 2006).

Con objeto de clasificar a los individuos en grupos homogéneos, procedemos a realizar un análisis Cluster. El análisis cluster o de conglomerados, se basa en el agrupamiento de individuos a partir de una matriz de distancia. La herramienta empleada para llevarlo a cabo será el software Rstudio. En este caso, para realizar

esta parte del análisis estadístico se ha utilizado el paquete Vegan (Oksanen *et al.*, 2013) en el entorno R (R Core Team, 2016). Hemos optado por utilizar el análisis de conglomerados para medir la similitud entre los objetos (modo Q) (Legendre y Legendre, 2012) mediante la aplicación del algoritmo de partición K-means en el método de agrupación de varianza mínima de Ward (función `hclust` y `ward.D2` opción del paquete estadístico) (Murtagh y Legendre 2014).

4.5 Métodos moleculares

Para la caracterización molecular de los ejemplares se va a utilizar una ventana seleccionada del marcador mitocondrial COI (citocromo oxidasa I) con una longitud media de secuencia de alrededor de 650 pares de bases (pb).

El ADN genómico total se extraerá de las patas de los especímenes en estudio mediante la aplicación de métodos basados en la silica, siguiendo las indicaciones del fabricante del Kit Cytiva *illustra*TM Tissue and Cells genomicPrep Mini Spin Kit. En el caso de los ejemplares de menor tamaño la extracción será no destructiva, ya que se pueden recuperar las estructuras que componen el exoesqueleto del animal una vez que se ha realizado la lisis de los tejidos blandos.

La amplificación del ADN se realizará mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) para la región 5' del gen de la subunidad 1 de la citocromo c oxidasa mitocondrial (COI), en mezclas de reacción totales de 50 µl, incluyendo 5 µl de molde de ADN no diluido, 1,2 µl de cada cebador (10 pmol/µl), y cantidades estándar de los reactivos proporcionados con el kit Cytiva *illustra*TM Tissue and Cells genomicPrep Mini Spin Kit. Salvo ajustes ulteriores, nuestro diseño incluye amplificación utilizando un programa de PCR con dos conjuntos de ciclos resultado de la combinación de un "reverse touchdown" y una rutina de arranque. Todo ello se realizó en un termociclador Bio-Rad® mediante los siguientes pasos:

- Paso 1: 98.0 °C durante 60 segundos.
- Paso 2: 98.0 °C, 5 segundos; gradiente 40.0-46.5 °C delta 1.5 °C, 30 segundos; 72.0 °C, 20 segundos (x4 ciclos).
- Paso 3: 98.0 °C, 5 segundos; 46.5 °C, 30 segundos; 72 °C, 20 segundos (x24 ciclos).
- Paso 4: 72.0 °C, 7 minutos.
- Paso 5: 4.0 °C FOR EVER.

La temperatura de extensión se ha fijado a 72.0 °C.

Para la puesta a punto del esquema de código de barras se va a desarrollar distintos experimentos, de tal modo que en el proceso de amplificación utilizaremos distintas parejas de oligonucleótidos cebadores [oligos LepF1 y LepR1 (Hebert *et al.*, 2004) y LCO1490 y HCO2198 (Folmer *et al.*, 1993)]. En ambos casos limitan una ventana de aproximadamente 650 pares de bases del marcador mitocondrial COI (citocromo oxidasa I).

En una fase distinta del proyecto los productos amplificados obtenidos serán enviados para su secuenciación.

5. Resultados

Se recogieron 289 ejemplares del orden Araneae, entre los que podemos encontrar 24 familias, 34 géneros y 31 especies, de las cuales podemos destacar algunos endemismos Íbero-europeos e ibero-magrebíes presentes (Tabla 5.1). Estos datos se reflejan en una tabla Excel (Tabla 1) ordenados alfabéticamente según familia y género, aunque algunos de los individuos no han podido ser determinados ya que no han desarrollado los órganos genitales necesarios para su identificación hasta especie.

Tabla 5.1: Listado de especies endémicas.

Arañas ibero-europeas	Arañas ibero-magrebies
<i>Eratigena atrica</i>	<i>Salticus confusus</i>
<i>Nigma puella</i>	<i>Segestria pusiola</i>
	<i>Eratigena feminea</i>

Las familias más comunes encontradas son Theridiidae, Salticidae y Linyphiidae, siendo la familia Theridiidae la más abundante. Por otro lado, las familias Araneidae, Gnaphosidae y Uloboridae, aunque tienen una menor abundancia, se encuentran altamente representadas. (Figura 5.1)

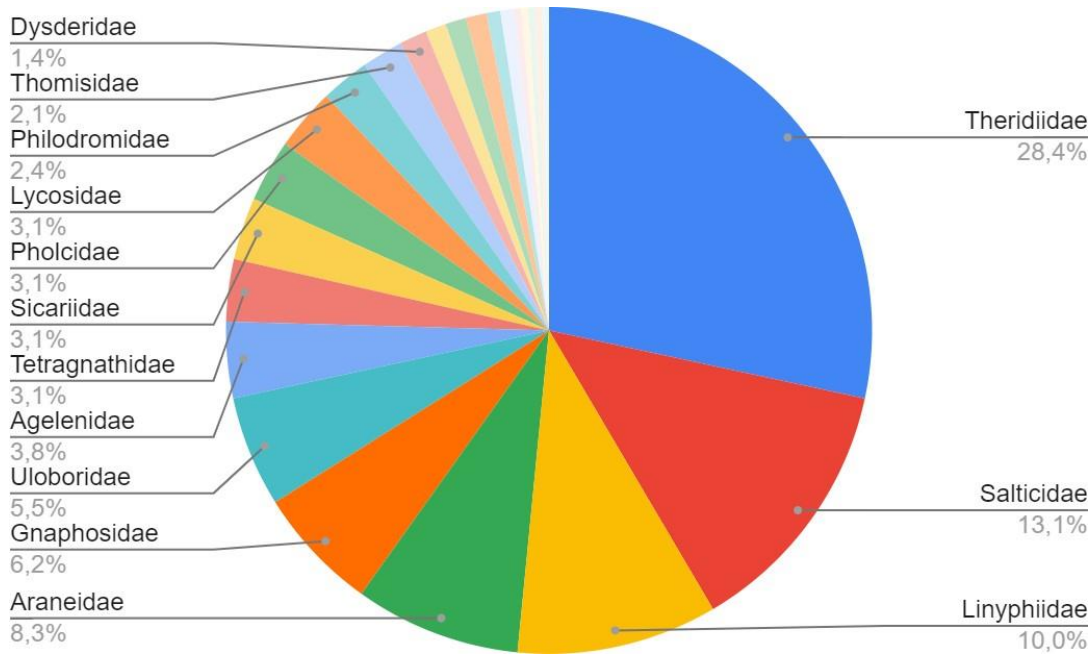


Figura 5.1: Gráfica de abundancia de las familias presentes en el estudio.

En el muestreo se encontró a una especie protegida, la araña de los alcornoques (*Macrothele calpeiana*), siendo el único arácnido incluido en el convenio de Berna y la Directiva de Hábitats.

Podemos resaltar las arañas exclusivas de una zona determinada, en nuestro caso encontramos siete taxones exclusivos de la zona de las Canteras (Tabla 5.2) y 14 exclusivos de la zona de la Algaida (Tabla 5.3).

Tabla 5.2: Listado de especies exclusivas de la zona de las Canteras.

Arañas exclusivas de Las Canteras	
Agelenidae	<i>Eratigena feminea</i>
Agelenidae	<i>Eratigena atrica</i>
Araneidae	<i>Cyclosa insulana</i>
Araneidae	<i>Cyrtophora citricola</i>
Dictynidae	<i>Nigma puella</i>
Filistatidae	<i>Filistata insidiatrix</i>
Theridiidae	<i>Steatoda triangulosa</i>

Tabla 5.3: Listado de especies exclusivas de la zona de la Algaida.

Arañas exclusivas de La Algaida	
Agelenidae	<i>Agelena ageleinoides</i>
Araneidae	<i>Cyclosa insulana</i>
Araneidae	<i>Cytophora citricola</i>
Araneidae	<i>Mangora acalypha</i>
Liocranidae	<i>Mesiotelus mauritanicus</i>
Philodromidae	<i>Thanatus vulgaris</i>
Pholcidae	<i>Holocnemus caudatus</i>
Salticidae	<i>Salticus confusus</i>
Salticidae	<i>Hasarius adansoni</i>
Salticidae	<i>Cyrba algerina</i>
Scytodidae	<i>Scytodes velutina</i>
Segestriidae	<i>Segestria pusiola</i>
Theridiidae	<i>Steatoda nobilis</i>
Theridiidae	<i>Platnickina nigropunctata</i>

Si los comparamos en función de las familias, podemos encontrar cuatro familias exclusivas de la zona de las Canteras y tres familias exclusivas de la zona de Algaida.

Tabla 5.4: Listado de familias exclusivas de las dos zonas de muestreo.

Familias exclusivas de las Canteras	Familias exclusivas de la Algaida
Clubionidae	Liocranidae
Dictynidae	Segestriidae
Filistatidae	Sparassidae
Miturgidae	

Gracias a los datos de las tablas de abundancia de las familias (Tabla 2) se han realizado curvas de rarefacción según el número de taxones esperados y el Chao 2.

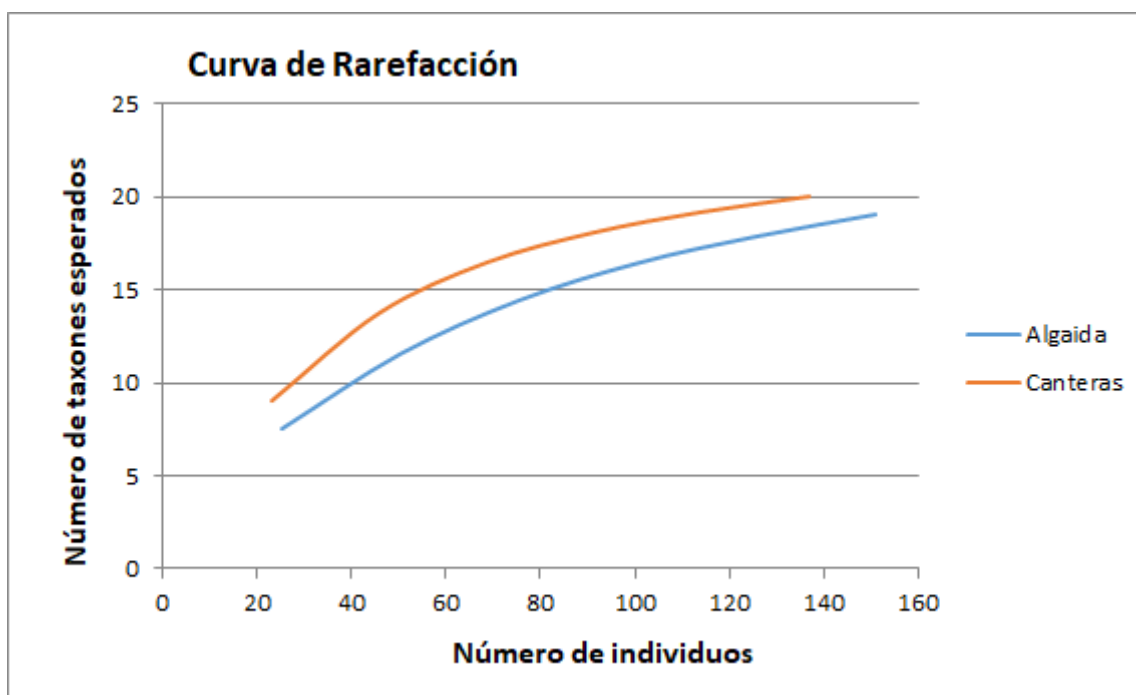


Figura 5.2: curva de rarefacción en función del número de taxones esperados.

Como podemos ver (Figura 5.2), se observan unos datos muy similares en las dos zonas de muestreo, por lo que no hay diferencias significativas.

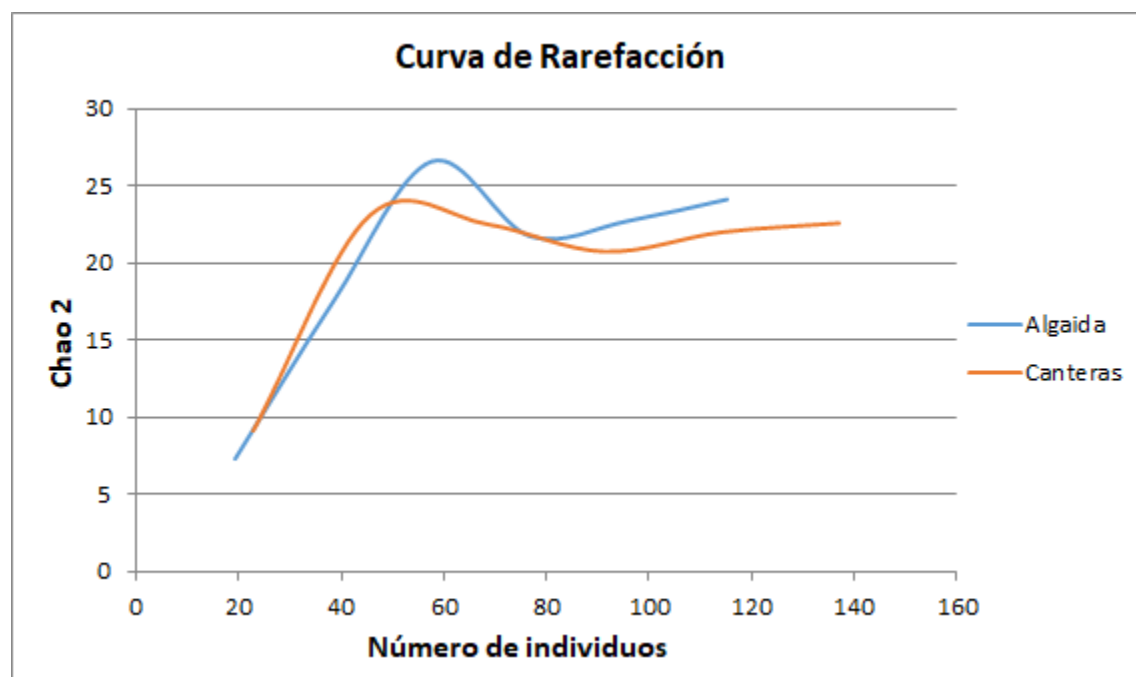


Figura 5.3: Curva de rarefacción en función del Chao 2.

En esta última gráfica (Figura 5.3), también se pueden observar unos datos muy similares entre la Algaida y las Canteras, por lo que podemos concluir que tampoco se dan diferencias significativas.

Otro dato que podemos obtener gracias a las curvas de rarefacción es la diversidad alfa.

La diversidad beta se calcula usando el coeficiente de similitud de Jaccard, que mide el grado de similitud de las dos zonas de muestreo (Villareal *et al.*, 2006), siguiendo la fórmula:

$$I_J = \frac{c}{a + b - c}$$

Donde a es el número de especies presentes en el sitio A, b es el número de especies presentes en el sitio B y c el número de especies presentes en A y B, es decir, los taxones comunes.

Se calculó el índice de Jaccard en función del número de familias (Tabla 5.5) y del número de taxones (Tabla 5.6).

Tabla 5.5: Índice de Jaccard en función del número de familias de las dos zonas de muestreo.

Diversidad β :	Canteras (21)
Algaida (19)	$iJ = (0,9)$

Tabla 5.6: Índice de Jaccard en función del número de taxones de las dos zonas de muestreo.

Diversidad β :	Canteras (82)
Algaida (69)	$iJ = (0,19)$

El análisis jerárquico de conglomerados aparece recogido en el mapa de calor (Figura 5.4), que muestra un gradiente de color proporcional al valor de cada variable en cada posición. De este modo, se muestra más información que en un simple dendrograma, lo que permite identificar los posibles patrones característicos de los clusters que se han constituido.

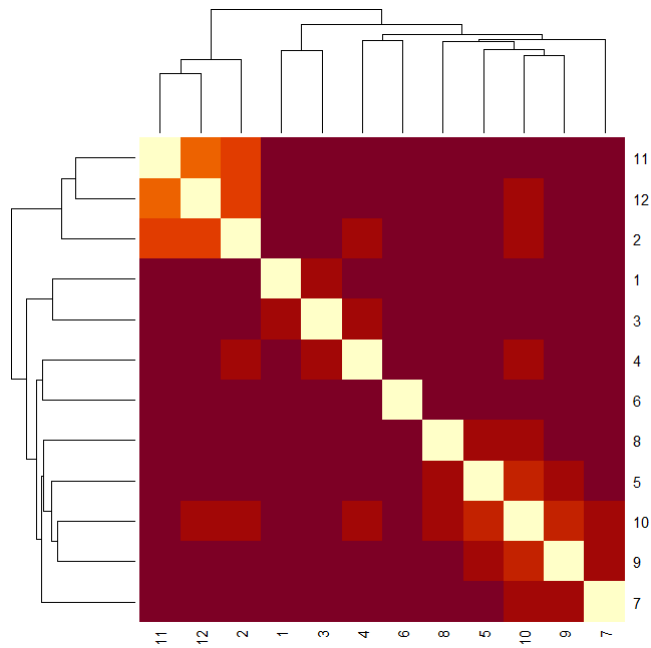


Figura 5.4: Mapa de calor con el agrupamiento mediante dendrograma. Las muestras están ordenadas según las localidades y fechas de muestreo. Los colores claros en la figura señalan una mayor similitud.

En este primer acercamiento de la caracterización por técnicas de biología molecular hemos usado ocho individuos, siendo de izquierda a derecha: *Loxosceles rufescens*, *Loxosceles rufescens*, *Loxosceles rufescens*, *Cyrba algerina*, *Filistata insidiatrix*, *Gnaphosa alacris*, *Uloborus walckenaerius* y *Uloborus plumipes*. Los resultados preliminares obtenidos son extremadamente satisfactorios. Sin embargo, no hemos conseguido amplificar el ADN extraído de todos los ejemplares sobre los que se ha intentado (Figura 5.5), aunque sería interesante poder ampliar este estudio en un futuro.

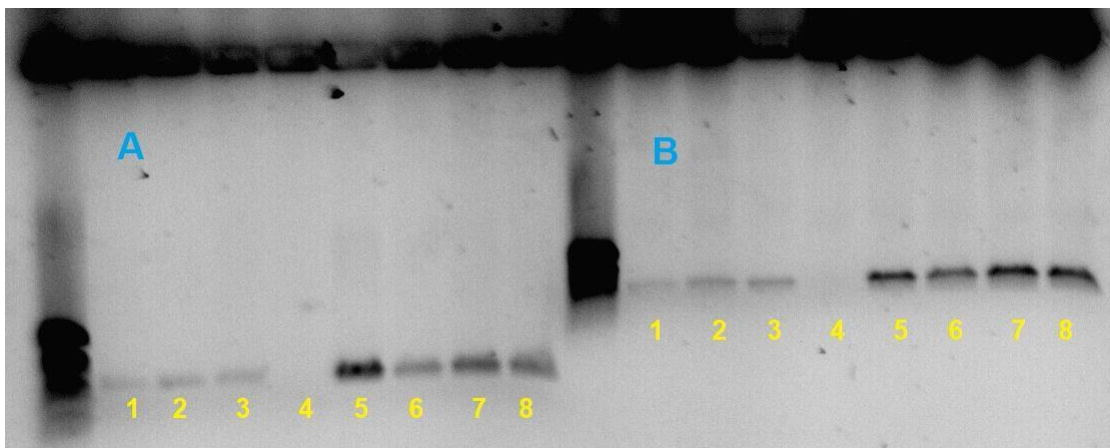


Figura 5.5: Electroforesis del ADN de las muestras en las que se usaron dos cebadores, en A. los cebadores son LCO1490 y HCO2198 y en B. los cebadores son LepF1 y LepR1.

6. Discusión

A pesar de todo el esfuerzo que se está desarrollando, nuestro conocimiento sobre la taxonomía y distribución de estos organismos en nuestra área geográfica dista mucho de ser suficiente (Jiménez-Valverde *et al.*, 2006). Como señala Jiménez-Valverde (2005), “la ausencia de tradición aracnológica en la Península Ibérica ha provocado que el conocimiento actual de su arcnofauna sea bastante limitado; los catálogos son escasos y la mayoría de las citas son antiguas y muchas de ellas erróneas”.

Por ello, el estudio de los resultados se llevó a cabo a nivel de familia, ya que en muchos de los casos ha sido imposible determinar el género o la especie debido a que muchos de los individuos son inmaduros, las claves no son claras en cuanto a género y especie dentro de las familias y, en otros casos, se necesita reconocer parte de su anatomía que no siempre está presente o que puede perder con facilidad a la hora de ser conservadas en alcohol.

Podemos destacar que, dentro de las familias determinadas, las más abundantes en el estudio, que en este caso han sido Theridiidae, Salticidae y Linyphiidae, coinciden con las presentadas por Melic (2015).

Las arañas de la familia Theridiidae se caracterizan por tener el opistosoma esférico y por construir telas irregulares con hilos entrecruzados en todas direcciones (Bellmann, 2011). Además, suelen vivir en cuevas, huecos de los árboles o bajo tierra.

Por otro lado, la familia Salticidae se caracteriza por la disposición ocular que poseen y el gran tamaño de sus ojos delanteros. Son capaces de mover las retinas hacia delante y hacia atrás y lateralmente (Bellmann, 2011), esto les permite enfocar con gran nitidez y calcular las distancias con una gran precisión. Esta cualidad lleva a esta familia a ser grandes depredadores que hacen emboscadas a sus presas saltando sobre ellas.

Las pertenecientes a la familia Linyphiidae son arañas de pequeño tamaño. La cabeza de los machos de esta familia a menudo presenta protuberancias donde se encuentran parte o todos los ojos. Construyen telas horizontales en las que por encima se tienden hilos para “tropezar” que provocan la caída de pequeños insectos voladores (Bellmann, 2011.).

Por otro lado, las familias Araneidae, Gnaphosidae y Uloboridae, aunque se encuentran en menor medida, aparecen con gran asiduidad.

Las arañas de la familia Araneidae son arañas que construyen telas orbiculares para la captura de sus presas y, por tanto, la estructura de la vegetación parece ser el parámetro más importante a la hora de determinar su presencia (Jiménez-Valverde *et al.*, 2004)

Las arañas pertenecientes a la familia Gnaphosidae son arañas, por lo general, nocturnas que se caracterizan por tener colores poco llamativos, las hileras cilíndricas y los ojos centrales angulados u ovales en lugar de redondos (Bellmann, 2011.).

Las arañas de la familia Uloboridae se caracterizan por la ausencia de glándulas venenosas y construyen telas orbiculares completas o reducidas que pueden ser desde una sección de la tela de araña hasta una sola línea usando seda cribelada. (Jocque y Dippenaar-Schoeman, 2007).

Respecto a la presencia de arañas protegidas, la *Macrothele calpeiana* o araña de los alcornocales, es una especie endémica presente en el sur de la Península Ibérica y citada en el Norte de África. Se trata del único arácnido ibérico incluido en el convenio de Berna y la Directiva de Hábitats; en la Lista roja de animales en peligro de la UICN de 1996, aparece en la categoría de “datos insuficientes”. Siendo catalogada como Vulnerable en el Libro rojo de los invertebrados de España (Pulido y del Pozo, 2010), por lo que su captura está prohibida. Para esta especie sólo se recogen fotografías de sus nidos y se apuntan las coordenadas.

Por último, las especies determinadas concuerdan con las citadas en la provincia de Cádiz en los estudios de Sánchez (2012), Sánchez García y Bosmans (2017), Branco *et al.* (2019) y Rojas y Rojas (2017).

En cuanto al estudio estadístico, las curvas de rarefacción nos indican que las dos zonas de muestreo presentarán un número similar de especies esperadas. Por otro lado, los índices de Jaccard cercanos a 0 indican que existe diferencia entre el número de taxones o familias de las dos zonas de estudio, es decir, no comparten taxones o familias. Por el contrario, si el índice se acerca a 1 indica que no hay diferencias en las zonas de muestreo, por lo que comparten la mayoría de los taxones o familias.

En nuestro caso concreto, se puede observar una diferencia clara en cuanto a los taxones, ya que estos tienen un índice de Jaccard de 0.19. En cambio, si observamos las familias podemos discernir un índice de Jaccard de 0.9, por lo que en

las dos zonas podemos encontrar mayormente las mismas familias, pero diferentes taxones en función de la zona.

Parece fuera de toda discusión que el uso de códigos de barras mitocondriales de COI a partir de una extensa base de datos de referencia de especies de arañas ayudará a los no especialistas en la determinación fiable de las especies problemáticas o incluso de ejemplares juveniles (Hebert *et al.*, 2003).

Como se ha mencionado anteriormente, uno de los desafíos más importantes de la biología de la conservación es el monitoreo a largo plazo de la biodiversidad, para ello se requiere de un conocimiento suficiente a nivel regional de la composición de las especies de los ambientes naturales. El uso de códigos de barras mitocondriales de COI podría ser una gran ayuda para conseguirlo.

7. Conclusión

En conclusión, la aracnofauna de España está poco estudiada y por tanto existe gran desconocimiento en cuanto a especies. Esto ha dificultado el estudio ya que las claves existentes están poco claras o no existe información necesaria para la correcta determinación (pedipalpos y epigino).

Por esto, a partir de los datos recogidos resulta imposible arrojar conclusiones definitivas debido al escaso número de individuos recogidos y especies determinadas. Se limita entonces, a constatar los resultados numéricos en base a las familias y taxones.

Se han recogido 289 ejemplares del orden Araneae, entre los que se puede encontrar 24 familias, 34 géneros. Se han podido determinar 31 especies. Las familias predominantes son Theridiidae, Salticidae y Linyphiidae.

Las curvas de rarefacción revelan que no hay diferencias significativas en cuanto al número de especies esperadas, por lo que las dos zonas de muestreo contendrán un valor similar de especies.

Gracias al índice de Jaccard, se observa que en las dos zonas existen aproximadamente las mismas especies, aunque sí observamos diferencias en cuanto a taxones que componen sus respectivas aracnofaunas.

Para finalizar, las pruebas realizadas para la amplificación del ADN han dado resultados satisfactorios, donde se ha podido observar una amplificación en casi todos los individuos estudiados. En un futuro estudio sería interesante poder secuenciar las

especies usadas y con ello poder establecer una base de datos que podría ser usada como base en próximos estudios.

8. Bibliografía:

- ALMADA, M.S., Y MEDRANO, C. (2006): “*Guía didáctica de arañas*”, Museo Provincial de Ciencias Naturales “Florentino Ameghino”.; p. 2-4.
- ASTRIN JJ, HÖFER H, SPELDA J, *et al.* (2016): “Towards a DNA Barcode Reference Database for Spiders and Harvestmen of Germany”, *PLoS ONE*, 11(9): e0162624. doi: 10.1371/journal.pone.0162624.
- BARRETT RDH, HEBERT PDN (2005): “Identifying spiders through DNA barcodes”, *Can J Zool*, 83: 481–491.
- BARRIENTOS, J. A., VILLALBA TORDERA, M., ALVIS DÁVILA, L., Y GARCÍA MARI, F. (2010): “Identificación y abundancia de arañas (Araneae) en los cultivos de cítricos valenciano”, *Boletín de Sanidad Vegetal: Plagas*, 36(1), 69-85.
- BARRIGA, J.C., JIMÉNEZ-VALVERDE, A., MORANO, E., MORENO, A.G., Y MELIC, A. (2006): “Arañas de la provincia de Ciudad Real (Arachnida: Araneae)”, *Revista de Aracnología*, 13:125-142.
- BELL, J. R., BOHAN, D. A., SHAW, E. M., Y WEYMAN, G. S. (2005): “Ballooning dispersal using silk: world fauna, phylogenies, genetics and model”, *Bulletin of entomological research*, 95(2), 69-114.
- BELLMANN, H. (2011): *Nueva guía de campo de arácnidos*. 1st ed. Barcelona: Ediciones Omega.
- BLAGOEV, G. A., DEWAARD, J. R., RATNASINGHAM, S., DEWAARD, S. L., LU, L., ROBERTSON, J., Y HEBERT, P. D. (2016): “Untangling taxonomy: a DNA barcode reference library for Canadian spiders”, *Molecular ecology resources*, 16(1), 325- 341.
- BRANCO, V. V., MORANO, E., Y CARDOSO, P. (2019): “An update to the Iberian spider checklist (Araneae)”, *Zootaxa*, 4614(2), 201-254.
- ČANDEK K, KUNTNER M (2015): “DNA barcoding gap: reliable species identification over morphological and geographical scales”, *Mol Ecol Resour*, 15: 268–277. doi: 10.1111/1755-0998.12304
- CÁRDENAS, M., Y BARRIENTOS, J. A. (2011): “Arañas del olivar andaluz (Arachnida; Araneae) Aspectos faunísticos”, *Zoologica baetica*, 22: 99-136.

- 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.
- FOLMER, O., HOEH, W. R., BLACK, M. B., Y VRIJENHOEK, R. C. (1994): "Conserved primers for PCR amplification of mitochondrial DNA from different invertebrate phyla", *Molecular Marine Biology and Biotechnology*, 3, 294-299.
- GHIONE, S., COELHO, L., COSTA, F. G., GARCÍA, L. F., GONZÁLEZ, M., JORGE GONZÁLEZ, C., Y AISENBERG, A. (2017): "Arácnidos prioritarios para la conservación en Uruguay", *Boletín de la Sociedad Zoológica del Uruguay*, 26 (1), 1-8.
- GÓMEZ, B., Y JONES, R. W. (2002): "*Manual de métodos de colecta, preservación y conservación de insectos*", Chiapas: El Colegio de la Frontera Sur.
- GRISMADO, C., RAMÍREZ, M., Y IZQUIERDO, M. (2014): "Araneae: Taxonomía, diversidad y clave de identificación de familias", *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos*, 3 ed. Roig-Juñent, S., Claps, L. E. y Morrone, J. J. (eds.): INSUE-UNT/UADER, Argentina.
- HAJIBABAEI, M., SINGER, G. A., HEBERT, P. D., Y HICKEY, D. A. (2007): "DNA barcoding: how it complements taxonomy, molecular phylogenetics and population genetics", *TRENDS in Genetics*, 23(4), 167-172.
- HEBERT PDN, CYWINSKA A, BALL SL, DE WAARD JR (2003): "Biological identifications through DNA barcodes", *Proc R Soc B*, 270: 313–321.
- HEBERT, P. D., PENTON, E. H., BURNS, J. M., JANZEN, D. H., Y HALLWACHS, W. (2004): "Ten species in one: DNA barcoding reveals cryptic species in the neotropical skipper butterfly *Astraptes fulgerator*", *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 101(41), 14812-14817.
- JIMÉNEZ-VALVERDE, A. (2005): "Salticidae de la comunidad de Madrid (España Central)", *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa*, 1(37), 289-296.
- JIMÉNEZ-VALVERDE, A., LOBO, J. M., Y MARTOS, M. L. (2006): "Listado actualizado de especies de araneidos y tomísidos (Araneae, Araneidae y Thomisidae) de la Comunidad de Madrid: mapas de distribución conocida, potencial y patrones de riqueza", *Graellsia*, 62(Extra), 461-481.
- JIMÉNEZ-VALVERDE, A., Y HORTAL J. (2003): "Las curvas de acumulación de especies y la necesidad de evaluar la calidad de los inventarios biológicos", *Revista Ibérica de Aracnología*, 8, 151-161.

- JIMÉNEZ-VALVERDE, A., Y LOBO, J. M. (2004): "Un método sencillo para seleccionar puntos de muestreo con el objeto de inventariar taxones hiperdiversos: el caso práctico de las familias Araneidae y Thomisidae (Araneae) en la Comunidad de Madrid (España)", *Ecología*, 18, 297-308.
- JOCQUE, R., Y DIPPENAAR-SCHOEMAN, A. (2007): "*Spider families of the world* (2nd ed., p. 267)", Tervur Musée royal de l'Afrique centrale.
- KING, G. F. (2004): "The wonderful world of spiders: preface to the special Toxicon issue on spider venoms", *Toxicon*, 45 (5), 471-475.
- LAGOS, S. (2001): *Las características principales y especies más comunes*. wiki.mendoza-conicet. Recuperado de: http://wiki.mendoza-conicet.gob.ar/images/e/e6/Ar%C3%A1cnidos_comunes_de_Mendoza.pdf.
- LEGARRALDE, T., VILCHES, A., DAMBORENEA, C., Y DARRIGRAN, G. (2007): "*Las Arañas*", Universidad nacional de la Plata. 4-16.
- LEGENDRE, P., Y LEGENDRE, L. (2012): *Numerical ecology*, 3rd English. Ed: Elsevier. Estados Unidos.
- MAGUIÑA-VARGAS, C., OSORES, F., FARÍAS, H., HINOJOSA, J. C., GUTIÉRREZ, R., HENRÍQUEZ, C., Y TORREJÓN, D. (2005): "Enfermedades por artrópodos: Ectoparásitos y loxoscelismo", *Acta Médica Peruana*, 22(3), 136-153.
- 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.
- MURTAGH, F., Y LEGENDRE, P. (2014): "Ward's hierarchical agglomerative clustering method: which algorithms implement Ward's criterion", *Journal of Classification*, 31, 274-295.
- NENTWIG, W., BLICK, T., BOSMANS, R., GLOOR, D., HÄNGGI, A., Y KROPF, C. (2021): *Spiders of Europe*. Version 2021. Online at <https://www.araneae.nmbe.ch>, <https://doi.org/10.24436/1>
- NENTWIG, W., Y KOBELT, M. (2010): "Spiders (Araneae). Chapter 7.3", *BioRisk*, 4, 131.

- OGER, P. (2018): Les araignées de Belgique at de France. <https://arachno.piwigo.com/>
- OKSANEN, J., BLANCHET, F. G., KINDT, R., LEGENDRE, P., MINCHIN, P. R., O'HARA, R. B., Y OKSANEN, M. J. (2013): "Package 'Vegan'", *Community ecology package*, version,2(9), 1-295.
- PRENDINI, L. (2005): "Comment on Identifying spiders through DNA barcodes", *Canadian Journal of Zoology*, 83(3), 498-504.
- PULIDO, L. P., Y DEL POZO, B. S. (2010): "Nuevas citas de *Macrothele calpeiana* (Walckenaer, 1805) en la provincia de Jaén (España)", *Revista Ibérica de Aracnología*, 18, 107-109.
- R CORE TEAM (2016): "R: A Language and Environment for Statistical Computing", *R Found. Stat. Comput.* Viena, Austria.
- RIVAS, S., Y GANDULLO, J. M. (1987): "Memoria del mapa de series de vegetación de España", *ICONA. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación: Madrid.*
- ROJAS, D., Y ROJAS, M. Á. (2017): "Primer catálogo de arácnidos (Arachnida Lamarck, 1801) del término municipal de Tarifa (Cádiz, sur de España)", *Revista gaditana de Entomología*, 8(1), 81-96.
- SÁNCHEZ GARCÍA, I. (2012): "Adiciones y correcciones al catálogo de las arañas (Araneae) de Cádiz (España)", *Revista de la Sociedad Gaditana de Historia Natural*, 1557, 2578.
- SÁNCHEZ, I., Y BOSMANS, R. (2017): "Novedades aracnológicas para la provincia de Cádiz (S de España)", *Revista de la Sociedad Gaditana de Historia Natural*, 11, 33-52.
- UETZ, G. W., HALAJ, J., Y CADY, A. B. (1999): "Guild structure of spiders in major crops", *Journal of Arachnology*, 27, 270-280.
- VILLAREAL, H., ÁLVAREZ, M., CÓRDOBA, S., ESCOBAR, F., FAGUA, G., GAST, F., MENDOZA, H., OSPINA, M., Y UMAÑA, A. M. (2006): "Métodos para el análisis de datos: una aplicación para resultados provenientes de caracterizaciones de biodiversidad", *Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt*, 7, 185-225.
- 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.

YADAV, A. (2019): “Diversity and ecology of spiders in champaner pavagadh archaeological park a world heritage site in gujarat”, Doctoral dissertation, The Maharaja Sayajirao University of Baroda.

9. Anexos:

Tabla 1: Listado de taxones recogidos y su tabla de presencia-ausencia y abundancia.

		CAN1	CAN2	ALG1	ALG2	ALG3	CAN3	ALG4	CAN4	ALG5	CAN5	ALG6	CAN6
Agelenidae	Agelena ageleinoidea	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	Eratigena atrica	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
	Eratigena feminea	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
	Lycosoides coarctata	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
	sp1(inm) -	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
	sp2(inm) -	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
	sp3(inm) -	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
	sp4 -	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
	sp5(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
	sp6(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
sp7 -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	
Araneidae	Araneus diadematus	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Araneus sp1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	4
	Araneus sp2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	Cyclosa insulana	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	Cyrtophora citricola	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	Cyrtophora citricola	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Mangora acalypha	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
	sp1 -	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	sp2 -	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
	sp3(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
	sp4 -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
	sp5 -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
	sp6 -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Clubionidae	sp1 -	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	sp1(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
Dictynidae	Nigma puella	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Dysderidae	Dysdera sp1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
	sp1(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	1
Filistatidae	Filistata insidiatrix	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
Gnaphosidae	sp1 -	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0

	sp2 -	0	0	0	0	2	0	0	0	0	1	0	0
	sp3 -	0	0	0	0	1	0	0	1	1	1	0	0
	sp3(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	4
	sp4 -	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
	sp4(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	sp5(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0
Linyphiidae	Linyphia sp1	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	9	5
	Linyphia sp1(inm)	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Linyphia sp2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5
	Scytodes velutina	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	sp2 -	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	sp3(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
Liocranidae	Mesiotelus mauritanicus	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
	roto -	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
Lycosidae	sp1(inm) -	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	sp2(inm) -	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1
	sp3 -	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0
	sp3(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0
	sp4(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
Macrothelidae	Macrothele calpeiana	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Miturgidae	sp1 -	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
Oecobidae	sp1 -	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
	sp1(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0
Philodromidae	sp1 -	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	sp2 -	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
	sp3(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1
	sp4 -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	Thanatus vulgaris	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
Pholcidae	Holocnemus caudatus	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0
	sp1 -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1
	sp1(inm) -	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0
Salticidae	Cyrba algerina	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
	Euophrys sp1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Hasarius adansoni	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	1	0
	Neon sp1(inm)	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Salticus confusus	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0
	sp1 -	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	sp1(inm) -	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
	sp2 -	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	sp3 -	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0
	sp4 -	0	0	0	0	0	1	3	0	0	0	0	0

	sp4(inm) -	0	0	0	0	0	0	7	0	1	0	0	0
	sp5(inm) -	0	0	0	0	0	0	1	0	2	0	0	0
	sp6(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	0	0
	sp7 -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	sp7(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
	sp8(inm) -	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1
Scytodidae	Scytodes velutina	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	sp1(inm)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Segestriidae	Segestria pusiola	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
	sp1 -	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
Sicariidae	Loxosceles rufescens	0	2	0	1	0	1	0	0	1	2	1	1
Sparassidae	Micrommata sp1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
Tetragnathidae	sp1 -	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	0
	Tetragnatha sp1	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	2	0
Theridiidae	Achaeridion conigerum	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	Anelosimus pulchellus	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	Platnickina nigropunctata	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Platnickina sp1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0
	sp10 -	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
	sp11 -	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
	sp12(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
	sp13(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	sp14 -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	sp15 -	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	sp2 -	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	sp3 -	0	0	0	0	3	0	0	1	2	3	1	1
	sp4 -	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
	sp4(inm) -	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2
	sp5 -	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
	sp6 -	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
	sp7 -	0	0	0	0	0	0	21	0	1	2	0	0
	sp7(inm) -	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
	sp8 -	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
	sp9(mal estado) -	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
	Steatoda grossa	0	0	1	2	0	0	0	0	0	2	1	0
	Steatoda nobilis	0	0	0	2	0	0	0	0	1	0	0	0
	Steatoda Paykulliana	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	0	1
	Steatoda sp1	1	2	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1
	Steatoda sp1(inm)	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
	Steatoda sp2(inm)	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
	Steatoda triangulosa	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0

Thomisidae	Synema globosum	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1
	Thomisus onostus	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
	Xysticus sp1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Uloboridae	Hyptiotes paradoxus	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
	Hyptiotes sp1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Uloborus plumipes	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0
	Uloborus walckenaerius	0	6	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0

Tabla 2: Abundancia registrada en base a las familias colectadas en las dos zonas de muestreo consideradas.

MultipleSampleSets		2		Aranas_Cadiz_Algaida_Canteras		
Alg	*SampleSet*	1	1	1		
24	6					
	A1	A2	A3	A4	A5	A6
Agele	0	1	0	1	0	1
Arane	4	0	1	0	0	9
Clubi	0	0	0	0	0	0
Dicti	0	0	0	0	0	0
Dysde	0	0	0	1	0	0
Filis	0	0	0	0	0	0
Lynip	1	1	0	0	0	9
Liocr	0	0	0	0	2	0
Lycos	0	0	0	1	5	0
Gnaph	0	0	4	0	2	0
Macro	0	0	0	0	0	0
Mitur	0	0	0	0	0	0
Oecob	0	0	0	1	0	0
Philo	0	1	1	0	1	0
Pholc	0	0	0	0	4	2
Salti	1	6	1	15	4	2
Scyto	0	1	0	0	0	0
Seges	0	0	3	0	0	0
Sicar	0	1	0	0	1	1
Spara	0	0	0	1	0	0
Tetra	0	0	0	4	0	3
Theri	3	5	6	23	6	4
Thomi	0	0	0	0	0	3
Ulobo	2	1	0	0	0	1
Canteras		*SampleSet*		1	1	1
24	6					
	C1	C2	C3	C4	C5	C6
Agele	0	0	4	1	2	1
Arane	0	2	0	0	0	8
Clubi	0	1	0	0	0	2
Dicti	0	0	0	0	0	1
Dysde	0	0	0	1	1	1
Filis	0	0	1	0	0	0
Lynip	1	5	0	0	0	12
Liocr	0	0	0	0	0	0
Lycos	1	0	0	0	1	1
Gnaph	0	0	1	3	3	5
Macro	0	1	0	0	0	0
Mitur	0	0	0	1	0	0
Oecob	0	0	0	0	2	0
Philo	0	0	0	1	1	2
Pholc	0	0	1	0	1	1
Salti	1	0	2	0	2	4
Scyto	0	0	0	0	0	0
Seges	0	0	0	0	0	0
Sicar	0	2	1	0	2	1
Spara	0	0	0	0	0	0
Tetra	0	0	1	1	0	0
Theri	1	5	2	6	11	10
Thomi	0	0	0	1	0	2
Ulobo	2	6	0	0	1	3