

mundo
Artrópodo

REVISTA DE ENTOMOLOGÍA Y ARACNOLOGÍA IBÉRICA

Verano 2023. N°15



EQUIPO DE REDACCIÓN

Directora, Community Manager y maquetadora

Sandra Ruzafa Pérez

Subdirector

Juan Pablo Serna Mompeán

Webmaster

Rubén de Blas

Banco de imágenes

Guillermo J. Navarro González

Redactores

María Antonia Tugores Capó

Juan Pablo Serna Mompeán

Ilustrador-divulgador

Jorge Granados-Tello

COLABORADORES

Artículos

Raimundo Sepúlveda V

Juan Manuel Pérez Rayego

Pedro María Alarcón-Elbal

Cristina Molina Uribe y Raquel Clausí Rochina

Cecilia Díaz Martínez

Arturo Bernal Sánchez

Fernando Sánchez Castilla

Yaiza Sahuquillo Baudés (Asociación Abejas Silvestres)

Juan Rueda y Jesús M. Evangelio Pinach

J. M^a Soler, M. Martínez Masía, A. Fuentes, R.

Amorós y J.V Falcó-Garí

E. Sobrino Vesperinas, A. Siverio Núñez y J.A.

Rodríguez Iglesias

Fotografías

Portada revista

Calopteryx virgo

Autor: Jesús Porrero Bastante (@j_porrero)

Falsa contraportada e índice

Autora: Annaïs Pascual (@annaispascual)



Fotografía *Tychobythinus antojandro*

Autor: Carles Hernando



Fotografía hembras *Osmia latreillei*

Autor: Curro Molina (<https://twitter.com/curromolfue>)

Fotografía *Naupactus xantographus*

Autor: Rodrigo Fernández PH  
(@rodrigofernandezph)



Fotografía *Calosoma vagans*

Autor: Corp. Caminantes del Desierto. Antofagasta-Chile  



Fotografía *A. superciliosus*

Autor: Sergio Wehinger W. (@swehinger38)

Fotografía *Calosoma rufipenne*

Autor: Andres Puiggros V. (@andres.puiggros)  

Fotografías *Eriopsis chinensis* y *Hylamorpha elegans*

Autor: Lalo Salinas Gómez  

Fotografía *Callyntra tortuosa*

Autor: Sebastián Larrea Meza

Fotografías *Moniezia. expansa* y *M. hirudinaceus*

Autora: María Magdalena Garijo Toledo

Fotografía *Narceus americanus*

Autor: Kevin Wiener

Facebook.com/groups/AllBugsGoToKevin

<https://youtube.com/@allbugsgotokevin>

Fotografías *Achipteria* sp., *Ceratoppia* sp., Ácaro de la familia Galumnidae y *Trichoribates* sp.

Autora: Jessica Joachim

EDITORIAL

Revista nº15, verano 2023

Con el anterior número 14 dábamos el comienzo a la primavera, una de las primaveras más secas de las que se tienen registro.

Suerte que a finales del mes de mayo, pudimos disfrutar de unos pocos días lluviosos (en algunos puntos de la geografía esta lluvia ha sido torrencial) que parece que han devuelto a los campos y cunetas un "frescor" que les fue arrebatado con anticipo.

Con este número 15, os traemos la noticia de que la Revista Mundo Artrópodo, ha pasado a formar parte de un proyecto más ambicioso, la **Asociación Mundo Artrópodo (AMA)**.

Desde este momento, además de traer la revista de manera trimestral, nos hemos propuesto otro tipo de actividades y talleres con el mismo objetivo: el de divulgar sobre los artrópodos a todo tipo de públicos.

Además de esto, hemos comenzado una alianza/colaboración con la **Revista Infoplagas**, dedicada al sector de la Sanidad Ambiental. El motivo de esta alianza no es otro, que el de dar a conocer a los profesionales de ese sector, los diferentes artrópodos que pueden encontrarse mientras desarrollan su trabajo, para de esta manera, que la tendencia en los tratamientos siempre sea la de minimizar el impacto de los mismos sobre especies no diana (especies no consideradas plaga).

Con todo esto, esperamos que disfrutéis de este nuevo número.

Atentamente.

Sandra Ruzafa Pérez
Directora de la Revista Mundo Artrópodo

PROPIEDAD Y RESPONSABILIDAD

Todos los contenidos de la revista, y con carácter enunciativo, no limitativo, textos, imágenes y fotografías (excepto las que sean propiedad de otros autores, debidamente citados), diseño gráfico, logos, marcas, nombres comerciales y signos distintivos, son titularidad exclusiva de Revista Mundo Artrópodo, y están amparados por la normativa reguladora de la Propiedad Intelectual e industrial, quedando por tanto prohibida su modificación, manipulación, alteración o supresión por parte del usuario.

La Revista Mundo Artrópodo es la titular exclusiva de todos los derechos de propiedad intelectual, industrial y análoga que pudieran recaer sobre la citada revista así como sobre su página web.

La Revista no se hace responsable de la veracidad, exactitud, adecuación, idoneidad, y actualización de la información y/u opiniones suministradas por sus redactores y colaboradores, sin bien, empleará todos sus esfuerzos y medios razonables para que la información suministrada sea veraz, exacta, adecuada, idónea y actualizada.

Editada en Zaragoza por
Revista Mundo Artrópodo

¡SÍGUENOS!



ÍNDICE

NOTICIAS

FOMENTO DE LA BIODIVERSIDAD

Pág. 11. ZUM BEE DOS: nueve acciones de conservación para ayudar a las abejas silvestres (Asociación Abejas Silvestres).

ARTRÓPODOS AL OTRO LADO DEL CHARCO

Pág. 16. COLEOPTERA NEOTROPICAL: una mirada rápida a los escarabajos de Chile.

ECOSISTEMAS AMENAZADOS

Pág. 21. Una cuestión de espacio.

CONTROL BIOLÓGICO

Pág. 25. Especies de *Anagyrus* Howard (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) de los cultivos de cítricos, frutales y ornamentales identificadas por el patrón de coloración antenal de las hembras.

ARTRÓPODOS DE IMPORTANCIA MÉDICA Y VETERINARIA

Pág. 36. El papel de los artrópodos como hospedadores intermediarios de helmintos de importancia médica y veterinaria - Parte III: Quelicerados y miriápodos.

PRIMERA CITA

Pág. 42. Primera cita de *Pseudaulacaspis cockerelli* (Hemiptera: Diaspididae) en la isla de Tenerife (Islas Canarias, España) mediante caracterización molecular y morfológica.

Pág. 49. Tras la pista de una nueva especie.

ESPECIAL ODONATOS



Pág. 71. Bichoviñetas

Pág. 73. La conservación de los odonatos en la península ibérica.

Pág. 82. Odonatos en la provincia de Cádiz.

Pág. 89. Como detectar la presencia de *Paragomphus genei*.

Pág. 93. Odonatos en el campo, uno de nuestros grandes aliados.

Pág. 95. Leyendas y mitos de los caballitos del diablo.

Pág. 96. Presentación de la Sociedad Odonatológica de la Comunidad Valenciana.

GALERÍA DEL LECTOR

BIBLIOTECA DE LA ENTOMÓLOGA

COLABORA CON NOSOTROS



¡DESCUBIERTO UN NUEVO GÉNERO DE MARIPOSAS INSPIRADO EN EL VILLANO DE EL SEÑOR DE LOS ANILLOS!

Un equipo internacional de investigadores ha descubierto un nuevo género de mariposas, bautizado como *Saurona* en honor al icónico villano de la saga literaria y cinematográfica El Señor de los Anillos.

Estas hermosas mariposas tienen alas traseras naranjas brillantes con manchas oscuras que parecen ojos, lo que les da una apariencia única y llamativa. El descubrimiento del género *Saurona* es especialmente emocionante porque estas mariposas son difíciles de distinguir debido a su apariencia similar. Los investigadores esperan que este descubrimiento ayude a desbloquear nuevos conocimientos sobre estas criaturas fascinantes y subestimadas.

La investigación fue liderada por la Dra. Blanca Huertas, Curadora Senior de Mariposas del Museo de Historia Natural en Londres, quien trabajó con colegas en todo el mundo para identificar y describir las nuevas especies.

Las mariposas del género *Saurona* han sido descubiertas principalmente en América Central y del Sur, incluyendo países como Colombia, Ecuador, Perú y Brasil. El hábitat natural de estas mariposas es variado, pero se sabe que prefieren áreas boscosas y húmedas. Algunas especies se han encontrado en altitudes elevadas en las montañas andinas, mientras que otras viven en las selvas tropicales bajas.

A pesar de su belleza llamativa, estas mariposas son muy difíciles de encontrar debido a su tamaño pequeño y su camuflaje natural. Además del nombre inspirado en El Señor de los Anillos, la elección del nombre *Saurona* también tiene un significado científico: "Sauron" significa "ojo vigilante" en lengua sindarin, una lengua ficticia creada por J.R.R. Tolkien para su obra maestra.

En resumen, el descubrimiento del género *Saurona* es un emocionante avance en la investigación sobre mariposas y demuestra cómo incluso las criaturas más pequeñas pueden inspirar la imaginación y la creatividad humana.

¡Estamos emocionados por ver qué más descubrimientos se harán en el futuro a medida que los científicos continúen explorando y estudiando la diversidad de la vida en nuestro planeta!



Enlace directo a la noticia



DESCUBREN UNA NUEVA ESPECIE DE COLEÓPTERO EN UNA CUEVA DE JAÉN GRACIAS AL GRUPO DE ESPELEOLOGÍA DE VILLACARRILLO

El Grupo de Espeleología de Villacarrillo (G.E.V.) ha hecho un emocionante descubrimiento en la provincia de Jaén. Han encontrado una nueva especie de coleóptero con adaptaciones al medio subterráneo en una cueva de Santo Tomé. El biospeleólogo y taxónomo catalán Carles Hernando y el espeleólogo jiennense Toni Pérez han publicado un trabajo sobre este hallazgo en la prestigiosa revista taxonómica Zootaxa.

La nueva especie se ha denominado *Tychobythinus antojandro*, dedicada a dos miembros jóvenes del equipo, los hermanos Antonio y Alejandro Pérez. Los hermanos estuvieron presentes durante la búsqueda de ejemplares y ayudaron a localizar dos machos y una hembra.

Este escarabajo pertenece a un grupo muy escaso de insectos que habitan en las cuevas, lo que los hace difíciles de encontrar. Lo más interesante es que tiene adaptaciones al medio subterráneo, lo que le permite sobrevivir en un ambiente oscuro y húmedo.

El *Tychobythinus antojandro* tiene patas y antenas largas y delgadas, lo que le permite moverse con facilidad por el suelo rocoso y encontrar comida. Además, su cuerpo es plano y alargado, lo que le permite deslizarse por grietas estrechas.

Este descubrimiento es especialmente significativo ya que pertenece a un grupo muy escaso de insectos en las cuevas, lo que los hace difíciles de encontrar. Este hallazgo abre la puerta a nuevos conocimientos sobre estos interesantes escarabajos cavernícolas.

El Grupo de Espeleología de Villacarrillo continúa haciendo importantes contribuciones tanto al ámbito deportivo como científico.

¡Felicitaciones por este emocionante descubrimiento!



Hábito de *Tychobythinus antojandro*. Autor: Carles Hernando.



Enlace a la web de biospeleologia



Enlace a la web de Biotaxa (Zootaxa)



POSTGRADO Y FORMACIÓN CONTINUA UNIVERSITAT DE VALÈNCIA

MÁSTER DE FORMACIÓN PERMANENTE EN CONTROL Y GESTIÓN DE PLAGAS 10.ª EDICIÓN

El Máster de Formación Permanente en "Control y Gestión de Plagas, 10ª edición, ofertado por la Universidad de Valencia (España) como Título Propio, persigue formar profesionales capacitados para trabajar, tanto en el sector público como privado, en el control y gestión de plagas provocadas por animales. El máster proporcionará a los/as alumnos/as que lo cursen los conocimientos y habilidades imprescindibles para poder establecer estrategias eficaces de control y gestión de plagas agrícolas, forestales y urbanas, aplicando para ello los métodos y técnicas que sean compatibles y respetuosas con el medio ambiente, la salud pública y la normativa de aplicación vigente.

Duración y lugar de impartición

Lugar de impartición: on line

Horario: on line

Más información

Teléfono: 96 160 30 00

E-mail: informacion@adeituv.es



Enlace al programa del máster



Leg. Enric Frago

Pupas de *Meteorus versicolor* y larvas *Euproctis chryssorrohea*



¡LLEGA LA GUÍA DEFINITIVA DE CAMPO SOBRE LAS HORMIGAS DE LA PENÍNSULA IBÉRICA E ISLAS BALEARES!

Las hormigas, esos pequeños insectos fascinantes, ahora tienen su guía completa y detallada que desvela todos sus secretos. Estos diminutos seres no solo son increíbles en su comportamiento social y ecológico, sino que también desempeñan un papel fundamental en los ecosistemas en los que habitan. En la península Ibérica e Islas Baleares se encuentra una de las faunas más ricas de toda Europa, con más de 300 especies, cada una con características y hábitos únicos. Sin embargo, hasta ahora no existía ninguna guía de campo centrada en las hormigas de nuestra región.

La espera ha terminado. Nace una obra que colmará ese vacío histórico y proporcionará información exhaustiva sobre todas las hormigas presentes en la península Ibérica y las Islas Baleares. Esta guía no solo te ayudará a identificarlas, sino que también te sumergirá en su biología y distribución geográfica. Con fotografías de alta calidad para facilitar su reconocimiento en el campo y claves taxonómicas ilustradas que te permitirán clasificarlas en el laboratorio, esta obra te abrirá las puertas al fascinante mundo de las hormigas. Además, encontrarás preciosas ilustraciones entomológicas y una "mini guía" de insectos mirmecófilos que establecen relaciones con las hormigas, desde hongos hasta avispas parasitoides.

Esta guía no solo está destinada a los entomólogos y biólogos, sino también a estudiantes y cualquier persona interesada en la observación y estudio de las hormigas. ¡Ayúdanos a hacer que su publicación sea posible y adéntrate en el increíble universo de estos pequeños insectos!

Características destacadas de la obra:

- Introducción a la mirmecología: un primer apartado que te proporcionará una visión general de la anatomía de las hormigas, su estructura social, sistemas de comunicación, ciclo vital, tipos de hormigas parásitas y mucho más.
- Fichas individuales: más de 40 géneros y 300 especies detalladas, con información sobre su identificación, distribución global, distribución ibérica y balear, hábitat, nidificación, alimentación, fecha de vuelos nupciales y notas.
- Fotografías e ilustraciones: más de 300 imágenes e ilustraciones, algunas de ellas nunca antes capturadas, que te permitirán apreciar la belleza y diversidad de estas especies.
- Mapas de distribución: conocerás la distribución conocida de cada una de las especies gracias a los datos históricos, citas inéditas, información de plataformas ciudadanas y la experiencia de los autores.
- Mini guía de mirmecófilos: descubre los insectos más representativos que establecen relaciones con las hormigas en un apartado exclusivo.
- Más de 500 páginas a todo color, con una tapa blanda de tamaño por determinar.

Los autores de esta impresionante obra son Fede García y Javier Arcos, dos reconocidos naturalistas y miembros de la Asociación Ibérica de Mirmecología (AIM). Ambos autores han dedicado años de estudio e investigación a las hormigas y han publicado numerosos artículos en revistas científicas nacionales e internacionales.

El proyecto de esta guía de campo sobre las hormigas se inició a finales de 2020 en Barcelona, cuando Javier comenzó el primer esbozo. Posteriormente, Fede se unió al proyecto a principios de 2021, y juntos han trabajado arduamente para expandir y enriquecer la obra. Durante los años 2021 y 2022, realizaron salidas de campo clave para fotografiar a la fauna más representativa y completaron todo el contenido de la guía.



NOTICIAS



En enero de 2023, idearon una campaña de recaudación de fondos para asegurar la publicación de la guía con la calidad que se merece. Además, añadieron material importante como mapas, claves y bibliografía. La campaña de financiación comenzó en abril, y se espera que el documento esté finalizado en septiembre de 2023. Después de una exhaustiva corrección por parte de los testers, se enviará a impresión.

La guía será impresa con los más altos estándares de calidad, y se realizarán verificaciones para asegurar que cumpla con las expectativas. El diseño de la logística de envío se llevará a cabo en octubre, y en noviembre de 2023, los primeros colaboradores de la campaña y las tiendas que adquirieron el PACK 10 recibirán la guía. Posteriormente, en diciembre, estará disponible para su adquisición en tiendas seleccionadas.

Los autores están comprometidos con la finalización exitosa de la guía en septiembre de 2023. Han establecido un cronograma prudente que les permita abordar posibles contratiempos y garantizar la calidad del producto final. Su entusiasmo y dedicación se reflejan en cada página de esta obra única.

¡No te pierdas la oportunidad de sumergirte en el apasionante mundo de las hormigas con esta guía de campo sin precedentes! Con tu apoyo, podremos hacer realidad este proyecto y descubrir juntos los secretos de las hormigas de la península Ibérica e Islas Baleares. ¡Gracias por tu colaboración!



Enlace al video de presentación de la guía.



NUEVE ACCIONES DE CONSERVACIÓN
PARA AYUDAR A
LAS ABEJAS SILVESTRES

UN PROYECTO DE:



ZUM BEE DOS: nueve acciones para conservar a las abejas silvestres

Cuando hablamos de abejas lo más habitual es pensar en la abeja de la miel (*Apis mellifera*). Sin embargo, en el mundo existen alrededor de 20.000 especies de abejas silvestres, siendo la Península Ibérica uno de los lugares que más diversidad albergan del mundo. **Con más de 1.100 especies en nuestro país, las abejas solitarias siguen siendo desconocidas por la mayoría de la sociedad.** En este contexto surge la Asociación Abejas Silvestres (AAS), fundada por Ainhoa Magrach, Ignasi Bartomeus y Curro Molina, con el propósito de dar a conocer la diversidad de abejas silvestres que coexisten con nosotros y defender su importancia para los ecosistemas.

Lejos de lo que se cree, las abejas silvestres han demostrado ser mejores polinizadores de cultivos y plantas silvestres que la abeja de la miel. También se ha visto cómo una mayor riqueza de especies en un campo de cultivo no sólo beneficia al mismo, si no que también favorece la polinización de plantas silvestres. Cada vez hay más estudios que corroboran la importancia de la conservación de las abejas silvestres por su función polinizadora en nuestros ecosistemas.

Los cambios de usos de suelo en zonas naturales, sumado a la agricultura cada vez más intensiva y al cambio climático, son factores que están afectando a las poblaciones de polinizadores. El aumento de colmenas está provocando una disminución de las poblaciones de abejas silvestres debido a las altas densidades que suponen y la enorme competencia por los recursos.

En este contexto, puede parecer difícil proporcionarles algo de ayuda; sin embargo, **hay pequeñas cosas que sí podemos hacer.** Con la intención de acercar la biología de las abejas silvestres a la ciudadanía y hacerla partícipe en su conservación, la asociación ha diseñado nueve acciones de conservación para mejorar el entorno de las abejas, dentro de su proyecto "ZUM BEE DOS". A diferencia de la abeja de la miel, la mayoría de especies de abejas son solitarias. Esto significa que cada hembra después de copular, construye su nido y recolecta el alimento para su descendencia. Los hábitos de nidificación son también muy diversos entre especies: pueden nidificar en el suelo, en madera, en tallos secos o en conchas de caracol, entre otros. Toda esta diversidad también implica

que cada especie de abeja prefiere distintas especies de plantas para alimentarse y obtener recursos para sus nidos, por lo que es fundamental preservar una alta diversidad de plantas.

Las acciones han sido diseñadas en torno a los tres ejes que vertebran la problemática de su supervivencia, orientadas a **mantener y/o mejorar su hábitat, aumentar las fuentes de alimentación disponibles y ayudarles a encontrar refugio.** Todas ellas, basadas en evidencia científica, están ideadas para poder ser llevadas a cabo en cualquier lugar que se preste a acoger algo de naturaleza, desde un balcón a un jardín público o huerto urbano. Ordenadas de menor a mayor complejidad, se ofrecen distintas acciones para que cada persona elija cuáles materializar en función de sus posibilidades y motivaciones. Cuantos más espacios sean creados en base a las tres premisas de estas acciones, mayor será la conectividad entre los diferentes lugares donde las abejas podrán asentarse.

Las tres primeras acciones están dirigidas a **mejorar las condiciones del hábitat** para atraer a las abejas silvestres. La primera acción, "*Guarda las tijeras*" (Imagen 1), anima a tomar consciencia de los espacios que pueden ser ocupados por las abejas como nido o refugio. Es tan sencillo como evitar podar o segar (en caso de herbáceas) en los momentos de mayor floración, así como dejar zonas más "asalvajadas" dejando crecer las flores silvestres, erróneamente consideradas "malas hierbas". La segunda acción insiste en un punto clave: *los pesticidas y herbicidas son una de las causas principales de la alta mortalidad de los polinizadores*, y recalca que, en realidad, las anteriormente mencionadas "malas hierbas" son muy buenas atrayendo y ofreciendo alimento a las abejas silvestres. Existen técnicas de eliminación de especies no deseadas más respetuosas con el entorno, como la eliminación manual. Para acabar de mejorar el hábitat, podemos dejar *suelo desnudo*. Más de la mitad de especies de abejas silvestres anidan en el suelo, y suelen utilizar zonas sin (o muy poca) vegetación. Para llevar a cabo esta acción no es necesario disponer de una extensión de tierra, con una maceta con tierra recogida del campo en una terraza o balcón puede ser suficiente.

1. GUARDA LAS TIJERAS



Yaiza

Imagen 1. Infografía sobre la primera acción “Guarda las tijeras”, ilustrada por Yaiza Sahuquillo Baudés dentro del proyecto ZUM BEE DOS.

La finalidad de las acciones del segundo bloque consiste en **aumentar la cantidad y la diversidad de alimento para las abejas**, y lo que es más importante, **facilitar la presencia de flores durante todo el año y no sólo en primavera**. Como se ilustra en la cuarta acción, *crear un jardín de flores silvestres autóctonas* es fundamental para ofrecer polen y néctar de calidad a una gran diversidad de abejas. En el proyecto se detalla un listado de géneros de plantas adecuadas para ellas, con el fin de que se elijan las especies propias de la zona donde se vaya a implementar esta acción. Muchas de las semillas se pueden conseguir en viveros o en páginas web especializadas, pero se recomienda que sean variedades naturales y no de jardinería. La quinta acción propone el *cultivo de hortalizas* (Imagen 2) y un listado de aquellas que son más “abejeras”. Puede ser interesante dejar fructificar algunos individuos de plantas como el ajo, la cebolla o la alcachofa, pues son muy atractivas para las abejas. Los *árboles con flor* son, también, una excelente fuente de alimento. En la última acción de este bloque se propone un listado de árboles frutales y otros con flor orientativos que se pueden plantar con el fin de ayudar a las abejas.

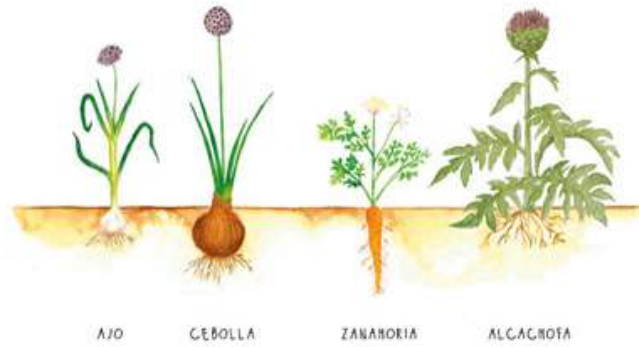
Aunque las abejas acabarán encontrando

un lugar donde refugiarse o nidificar en la naturaleza, proveerles de espacios para ello puede servir de gran ayuda, especialmente en lugares donde hay un mayor impacto e intervención humana. En ZUM BEE DOS se propone la creación de nidos para algunas familias y géneros de abejas silvestres (Imagen 3). Los megaquílidos nidifican en oquedades muy diversas (en madera, cañas huecas, conchas de caracol, entre otros). Las hembras depositan los huevos de uno en uno, al que le acompaña un amasijo de polen y néctar que ellas mismas han recogido para proveer de alimento a sus larvas. Separan con un tabique cada huevo y bola de polen y néctar, creando una serie de cámaras que protegen a las larvas hasta el momento de la eclosión en primavera. Construir una caja nido para megaquílidos es muy sencillo: se necesita una caja de madera abierta por un lado y unas pocas cañas secas. Para el género *Ceratina*, se puede probar a clavar cañas secas en vertical en el suelo, también se puede cortar el tallo de los cardos secos para dejar disponible su tallo hueco. Las abejas carpinteras del género *Xylocopa* excavan galerías en madera, por lo que puede ayudar dejar un bloque de madera de pino o chopo en horizontal con algunos agujeros dispersos ya iniciados por nosotros. Por último, y algo más complejo que los

5. CULTIVA HORTALIZAS

LOS CULTIVOS QUE MÁS BENEFICIAN A LAS ABEJAS (Y VICEVERSA) SON:

SANDÍA
MELÓN
BATATA
PEPINO
BERENJENA
PIMIENTO
CALABAZA
CALABACÍN
JUDÍA VERDE
GUISANTES
NABAS
FRESA SILVESTRE
TOMATE



SI DEJAS FLORECER ALGUNOS INDIVIDUOS DE ESTAS PLANTAS, ADEMÁS DE OBTENER SEMILLAS, PROPORCIONARÁS ALIMENTO A LAS ABEJAS.

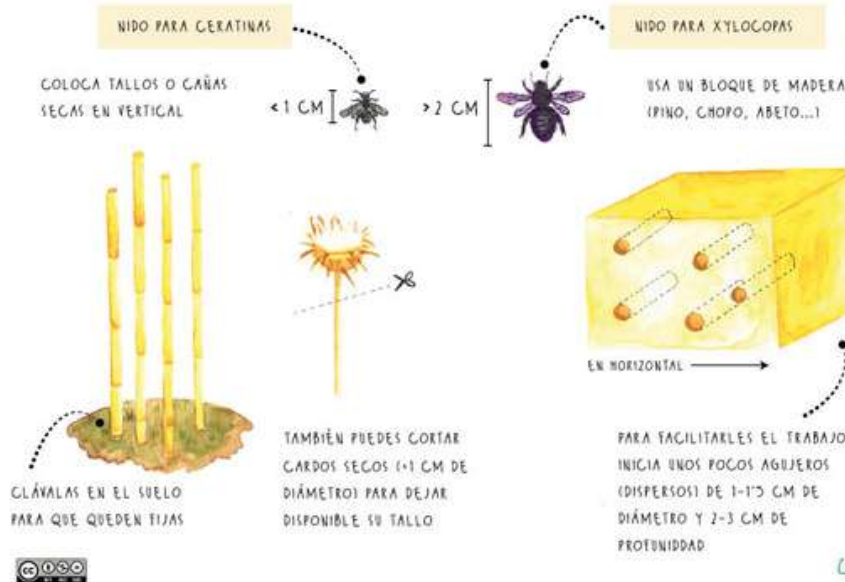
WWW.ABEJASSILVESTRES.ES



Yaiza

Imagen 2. Infografía sobre la quinta acción “Cultiva hortalizas”, ilustrada por Yaiza Sahuquillo Baudés dentro del proyecto ZUM BEE DOS.

8. EXPERIMENTA CON NIDOS PARA CERATINAS Y/O XYLOCOPAS



WWW.ABEJASSILVESTRES.ES



Yaiza

Imagen 3. Infografía sobre la octava acción “Experimenta con nidos para Ceratins y/o Xylocopas”, ilustrada por Yaiza Sahuquillo Baudés dentro del proyecto ZUM BEE DOS.

anteriores, se propone probar con nidos para abejorros. Aprovechan madrigueras abandonadas para nidificar, así que se puede intentar recrear las condiciones de las mismas cavando un agujero en el suelo que quede tapado en el que se coloque fibra natural como la lana que ayuda a aislar y mantener la temperatura del nido. Se puede encontrar información más detallada en la página web de Abejas Silvestres (<https://www.abejassilvestres.es/projects/file>), en el apartado de proyectos.

Para aquellos con mayor curiosidad científica que quieran medir los resultados de sus acciones, la Asociación Abejas Silvestres ha colaborado con el proyecto europeo SHOWCASE y la Estación Biológica de Doñana (EBD-CSIC) con el objetivo de poner en funcionamiento una aplicación móvil, InsectsCount (<https://insectscount.eu/>), para hacer seguimiento de polinizadores a partir de la metodología científica. Medir la abundancia de polinizadores antes de llevar a cabo cualquier acción y volver a hacer la misma medición tras la puesta en marcha de la acción nos puede ayudar a tener una visión más clara de la efectividad de las acciones y como mejorarlas.

Con este proyecto se pretende acercar a la ciudadanía al mundo de la conservación y la biodiversidad. Son acciones que pueden realizarse de manera individual en un ámbito privado y en colectivos o entidades como huertos urbanos y centros educativos. En definitiva, es fundamental que la conservación de la biodiversidad implique a todos los sectores de la sociedad para que sea efectiva y poder ver sus frutos a largo plazo.



Imagen 4. Hembras de *Osmia latreillei* en sus nidos. Foto realizada por Curro Molina (<https://twitter.com/curromolfue>).



COLEOPTERA NEOTROPICAL: una mirada rápida a los escarabajos de Chile

Raimundo Sepúlveda V.
Ing. Agr. Universidad de Chile
Fitotecnia + Sanidad Vegetal
rai.raimundo@gmail.com

INTRODUCCIÓN

Entre los muchos animales de la Tierra, uno de los grupos más numerosos son los insectos (Clase Insecta) y, dentro de ellos, el Orden que destaca clásicamente es Coleoptera (coleópteros o escarabajos). Se encuentran en todo el planeta, cumpliendo distintos roles y su enorme variabilidad en tamaños, diseños, colores y otros, es proporcional a los ambientes que habitan y dominan. En América del Sur, región Neotropical junto con Mesoamérica, varios países presentan una enorme y variada gama de ecosistemas, partiendo por el biodiverso y generoso Brasil. Chile, con su larga geografía, variada vegetación, diferentes suelos y climas, proporciona muchas opciones para la flora y fauna general, algo que aprovechan muy bien los insectos.

UN POQUITO SOBRE CHILE

Chile es un largo país ubicado en la ladera poniente del continente americano, al sur de Perú, al suroeste de Bolivia, y al oeste de Argentina. Ocupa la costa, las planicies medias y la precordillera siguiendo de norte a sur la cordillera de los Andes. Si bien tiene territorios en la polinesia (Isla de Pascua) y en la Antártida (bases militares), cuando se le describe se hace mención a la superficie continental (MINAE, 2022).

Su ancho oscila entre 90 y 400 km según sea la latitud y posee una longitud aproximada de 4.270 km. Cuenta con al menos 13 tipos climáticos, cada uno de ellos con variantes o subtipos climáticos asociadas a las variadas condiciones hidrológicas y orográficas. Desde el 2021, Chile tiene un ordenamiento geopolítico y administrativo de 16 regiones que, en general, se enumeran desde el extremo norte al extremo sur, de manera correlativa (MINAE, 2022).

En Chile, los insectos son el grupo de animales con mayor diversidad de especies, unas 10.130 descritas en la actualidad y que representan casi el 33% de las especies nativas conocidas para el país.

Dentro de ellos, los coleópteros son los más numerosos, representados por 97 familias, 1.348 géneros y 4.454 especies, que corresponden a un 30% del total de especies descritas para Chile (Briones et al, 2012; MMA, 2018; Urbina, 2020).

COLEÓPTEROS

Vulgarmente en Chile se le conoce como burritos, brucos, cabritos, chinitas, escolitos, gorgojos, luciérnagas, marineritos, peorros, pilmes, pololos, saltapericos, taladradores, etc. Formalmente componen el Orden Coleoptera. Se han descrito unas 392.415 especies y habitan todo el planeta, salvo mar adentro. Sus tamaños oscilan entre los 0,25 mm y los 170 mm de longitud. Entre sus roles en la naturaleza observamos: depredadores (terrestres y acuáticos), fitófagos (polenófagos, espermatófagos, xilófagos, rizófagos), carroñeros, omnívoros, por mencionar algunos (Alonso-Zarazaga, 2015; Jiménez-Sánchez et al, 2017).

Morfológicamente, en general, se trata de insectos de aspecto robusto. Cabeza libre o reconocible, pero también puede estar empotrada ampliamente al tórax. Ojos compuestos de tamaño variable; rara vez 1 a 3 ocelos. Antenas de 11 artejos de diseño muy variable: aserradas, geniculadas, moniliformes, lameladas, combinadas y otras. Piezas bucales reconocibles del tipo mordedor-masticador. Tórax con protórax destacado, mesotórax convertido en estuche (élitros) y metatórax convertido en alas membranosas, no siempre existentes o funcionales. Sus patas suelen ser largas y caminadoras, pero también las hay corredoras, nadadoras, cavadoras y saltadoras. En el extremo de las patas, hay hasta 5 tarsitos. Abdomen de hasta 11 anillos, debajo de los élitros, salvo algunas excepciones. En algunas especies (luciérnagas), en el extremo del abdomen se produce oxiluminiscencia. Otras familias (Carabidae) tiene glándulas pigdiales que despiden líquidos corrosivos de defensa (Bar, 2010; Alonso-Zarazaga, 2015; Sepúlveda, 2022).



Foto 1. Cabrito del frambueso o del maitén (*Aegorhinus superciliosus*). Presente en Argentina (Neuquén, Río Negro); en Chile se encuentra entre las regiones VII (Maule) a X (Los Lagos). Otra especie muy atractiva es *Rhyephenes maillei*. Autor: Sergio Wehinger W.

PRINCIPALES FAMILIAS EN CHILE

Carabidae

Peorros o carábidos. Se han descrito unas 366 especies y es la cuarta familia de importancia por número de especies en Chile. Se les reconoce por sus piezas bucales prognatas, ojos saltones, largas antenas aserradas y patas corredoras; cuerpo acinturado entre pronoto y mesonoto. Varios con colores metálicos. Incluye especies depredadoras a omnívoras (Roig-Juñent y Domínguez, 2001; MMA, 2018; Sepúlveda, 2022).



Foto 2. *Calosoma rufipenne*. Carábido rojo y verde. Se le encuentra en Perú. En Chile está en Arica (Azapa), Iquique (Altos de Chipana, Altos de Patache) y Tamarugal (regiones I y II), de la costa a la cordillera, en alturas medias. Otra especie muy atractiva es *Ceroglossus chilensis*. Autor: Andrés Puig Gros.

Coccinellidae

Chinitas. Existen unas 113 especies descritas para Chile, incluidas las de Isla de Pascua (González, 2008). Se les reconoce por su cabeza ancha, antenas capitadas, pronoto trapezoidal, patas relativamente cortas y gran desarrollo del mesonoto (élitros), lo cuales son redondeados a ovalados, convexos, con colores vistosos y manchas o diseños característicos. En general, depredadores; excepcionalmente algunos fitófagos (MMA, 2018; Sepúlveda, 2022).



Foto 3. Chinita común o chilena (*Eriopis chilensis* o *E. connexa chilensis*). Se le encuentra desde la región III (Copiapó) a la X (Chiloé), incluidas Islas de Pascua y Robinson Crusoe. Otros géneros son: *Adalia*, *Cycloneda*, *Eupalea*, *Poria* y *Psyllobora*. Autor: Lalo Salinas Gómez.

Curculionidae

Burritos, caballitos, cabritos, elefantitos, gorgojos y marineritos. Se conocen unas 469 especies en Chile, siendo la tercera familia más abundante. Reconocibles por su cabeza con ojos saltones, trompa (rostro equino), antenas geniculadas terminadas en clavos; patas largas y caminadoras, con coxas desarrolladas, tarsos largos y terminados en notorios arolios (o pulvilos) y garra media; pronoto convexo, mesotórax con élitros móviles o soldados y metatórax bajo los élitros, no siempre con alas reconocibles. Con o sin punteaduras en élitros o bien, granulosis. En general, fitófagos (Elgueta, 1993; MMA, 2018; Sepúlveda, 2022).



Foto 4. . Burrito de la vid (*Naupactus xanthographus*). Presente en Argentina, Brasil, Chile (desde el río Elqui a río Biobío, regiones IV a VIII; introducido a Isla de Pascua y archipiélago de Juan Fernández; regiones III y V), Paraguay y Uruguay. Autor: Rodrigo Fernández PH.

Scarabaeidae

Incluye pololos, San Juan, cucaracho café, gusanos blancos y los llamados “escarabajos” propiamente dichos. Se han identificado unas 181 especies en Chile (MMA, 2018). Se les reconoce por su aspecto cilíndrico y robusto. Su cabeza es ancha con una clara proyección (clípeo) a modo de lámina. Antenas lameladas. Pronoto ancho y trapezoidal, pequeño escutelo visible; élitros ovalados algo convexos, a veces pilosos. Largas patas, tercer par del tipo cavador. De hábito fitófago o coprófago (Cisternas, 2016; Sepúlveda, 2022).



Foto 5. *Hylamorpha elegans*. Pololo verde o San Juan verde chico. Presente en el sur oeste de Argentina. En Chile, su distribución va desde Coquimbo a la isla de Chiloé (regiones IV a X). Otra especie atractiva es *Oryctomorphus bimaculatus*. Autor: Lalo Salinas Gómez.

Staphylinidae

Escarabajos vagabundos, carroñeros o estafilínidos. En Chile presenta 1.011 especies descritas, siendo la familia más abundante en especies (MMA, 2018). Típicamente, se les reconoce por su cuerpo alargado a subrectangular, relativamente plano y colores oscuros (pardo o negro). Hay especies con coloración pardo rojiza en la cabeza, élitros o abdomen. Cabeza pequeña o igual al ancho del pronoto, pronoto y élitros de ancho parecido; cabeza con fuertes mandíbulas y largas antenas aserradas o moniliformes dispuestas hacia adelante. Algunas especies presentan alas reducidas. Abdomen tan largo como cabeza y pronoto juntos. Otro grupo de insectos posee antenas clavadas, cabeza subtriangular con grandes ojos saltones; élitros cortos que dejan ver un abdomen muy ancho, pero reducido. A pesar de su abundancia, no se tiene conocimiento de que haya sido descrita la larva de alguna especie presente en Chile. De hábito carroñero o descomponedor (Elgueta y Arriagada, 1989; Sepúlveda, 2022).



Foto 6. *Aleochara* sp. Estafilínido. Presente en Bolivia; en Chile, presente en Parinacota (región XV). Se trata de una especie aún no determinada, presente en áreas andinas, desde 2.780 a 4.500 msnm. Otros géneros son: *Cafius*, *Edrabius* y *Rolla*. Autor: Udo Schmidt.

Tenebrionidae

Vaquitas, cascarudos, cucarachos negros, teatinos, tontitos, tenebrios o tenebriónidos. En Chile cuenta con 516 especies identificadas, es decir es la segunda familia más abundante (MMA, 2018). Se les reconoce por ser escarabajos con cabeza, tórax y élitros reconocibles, bien marcados. La cabeza es pequeña con antenas moniliformes, pronoto ancho (redondeado a subrectangular, a veces con proyecciones a modo de techo). Los élitros son ovalados o redondeados, convexos a relativamente planos, con borde posterior agudo o redondeado; pueden presentar carinas longitudinales, pliegues, punteaduras o diseños en blanco y negro. Las patas son largas de tipo corredoras. De hábito fitófago a omnívoro (Zúñiga-Reinoso et al, 2027).



Foto 7. *Callyntra tortuosa* sp. nov. (especie nueva). El género *Callyntra* incluye un conjunto de especies endémicas de Chile y Argentina. La distribución del género en Chile abarca toda la región de Chile Central, habitando ambas cordilleras (de los Andes y de la Costa) y en terrazas costeras. Regiones V, RM* y hasta VIII. Autor: Sebastián Larrea Meza.

Nota: (*) RM es la Región Metropolitana de Santiago, la capital de Chile.

Nota 2: El fenómeno llamado en Chile “desierto florido”, que ocurre cada 5-10 años, en el norte chico, se caracteriza por la abundante floración y presencia de “vaquitas del desierto” (*Gyriosomus angustus* y otras).

BIBLIOGRAFÍA

Alonso-Zarazaga, M.A. (2015). Clase Insecta, Orden Coleoptera. En: Revista Ibero Diversidad Entomológica 55: 1–18.

Bar, M. E. (2010). Biología de los Artrópodos: Orden Coleoptera. Versión pdf, 10p.

Briones, R.; Gárate, F. y Jeréz, V. (2012). Insectos de Chile nativos, introducidos y con problemas de conservación, Guía de Campo. Ed. Corporación Chilena de la Madera, Concepción, Chile.

Cisternas, E. (2016). Pololo o San Juan verde chico. INIA, La Cruz. Ficha técnica 28.

Elgueta, M. y Arriagada, G. (1989). Estado actual del conocimiento de los Coleópteros de Chile. En: Revista Chilena de Entomología 17: 5-60.

Elgueta, M. (1993). Las especies de Curculionoidea (Insecta: Coleoptera) de interés agrícola en Chile. Museo Nacional de Historia Natural. Publicación 48. Versión pdf, 82p.

Ferrú, M. y Elgueta, Mario. (2011). Lista de Coleópteros (INSECTA: COLEOPTERA) de las regiones de Arica, Parinacota y Tarapacá, CHILE. En: Boletín del Museo Nacional de Historia Natural, Chile 60: 9-61.

González, G. (2008). Lista y distribución geográfica de especies de Coccinellidae (Insecta: Coleoptera) presentes en Chile. En: Boletín del Museo Nacional de Historia Natural, Chile, 57: 77-107.

Jiménez-Sánchez, E., Deloya, C., Zaragoza-Caballero, S., & Pérez-Zúñiga, J. (2017). Especies de Coleoptera (Insecta) de la Colección de Artrópodos de la Facultad de Estudios Superiores, Iztacala (CAFESI), UNAM, México. Acta Zoológica Mexicana (n.s.), 33(2), 359-381.

MINAE, Ministerio de Asuntos Exteriores, Unión Europea y Cooperación. (2022). Ficha País: República de Chile. Oficina de Información Diplomática. Dirección General de Comunicación, Diplomacia Pública y Redes. España. Versión pdf, 8p.

MMA, Ministerio del Medio Ambiente. (2018). Biodiversidad de Chile. Patrimonio y desafíos. 3era. edición, tomo I, 430p.

Roig-Juñent, S. y Domínguez, M. (2001). Diversidad de la familia Carabidae (Coleoptera) en Chile. Revista chilena de historia natural, 74 (3), 549-571.

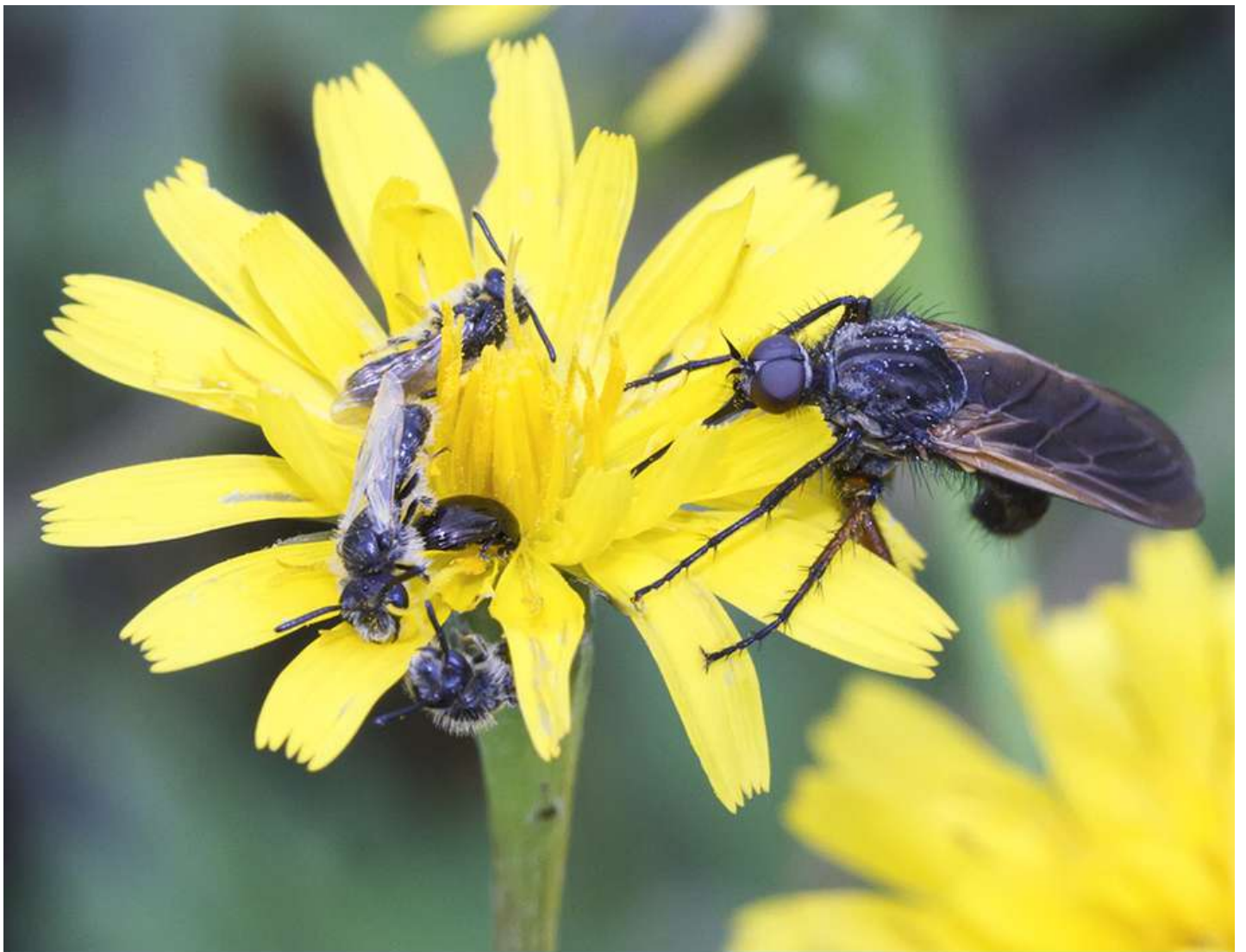
Sepúlveda, R. (2022). Apuntes de la cátedra de Sanidad Vegetal (Ingeniería Agrícola), semestre primavera. Universidad Tecnológica de Chile. Versión pdf, 180p.

Urbina, Á. (2020). Al rescate de la historia entomológica del Museo de Historia Natural de Valparaíso: descubriendo la diversidad y representatividad nacional de su colección de coleópteros. En: Bajo la Lupa, Subdirección de Investigación, Servicio Nacional del Patrimonio Cultural. Versión pdf, 21p.

Zúniga-Reinoso, A.; Pinto, P. y Larrea, S. (2017). Una nueva especie de *Callyntra* (Coleoptera: Tenebrionidae) para la costa de Chile Central. En: Revista Mexicana de Biodiversidad 88: 307–311.



Foto 8. *Calosoma vagans*. Autor: Corporación Caminantes del Desierto. Antofagasta-Chile.



Una cuestión de espacio

juan manuel pérez rayego*

Las vegas del río Guadiana en su tramo medio (centro de Extremadura) abarcan unos 1.500 km² de superficie regada por las infraestructuras de los canales de Orellana, las Dehesas y Zújar en las Vegas Altas, y de Montijo y Lobón en las Bajas (figura 1). Son terrenos fértiles y llanos, lo que permite un teselado de parcelas que ocupan al máximo la superficie dedicada al laboreo, la siembra, la fumigación y la quema en muchas ocasiones. Y a una parcela le sigue otra, un surco de tomates puede estar a un metro de otro de maíz. Si el límite de la parcela es un camino o un desagüe (antiguos arroyos casi todos, ahora se limpian mecánicamente de una forma periódica), el tratamiento del terreno es el mismo en cuanto a fumigado y quemado, y así hasta completar la mayoría de los 1.500 km². Solo cuando los límites de la parcela se topan con infraestructuras como acequias, canales, carreteras o ferrocarriles se detiene su ocupación del terreno, aunque no siempre.



Figura 1: Plano de situación de la zona de estudio

Estos terrenos a salvaguarda de las obras lineales de las que forman parte son los únicos que no se alteran a lo largo de todo el año, y actúan como refugio no solo de plantas y artrópodos, sino también de pequeños y medianos mamíferos, reptiles, aves...



El límite de la parcela llega hasta el camino, solo queda libre de laboreo el espacio entre el camino y la acequia. Valdelacalzada (Vegas Bajas).

Por resiliencia, algunas especies se adaptan a este ciclo y pueden sobrevivir e incluso proliferar, pero, en general, tampoco pueden prescindir de esos terrenos inalterados, que para la mayoría de las especies es primordial. Y como fotógrafo que pretendía llenar los dos bancos de imágenes con los que colaboro sabía bien dónde dirigirme para capturar la mayor variedad posible de polinizadores: en muy pocos sitios (hablamos de 1.500 km²), la mayoría en las márgenes del río Guadiana y de sus afluentes principales, también acosados, junto con el puzzle parcelario, por la industria de extracción de áridos (además de que el eucalipto es la especie arbórea predominante y casi exclusiva). En los 165 km de recorrido del río Guadiana por entre sus Vegas, desde la desembocadura del río Zújar hasta la del río Caya, solo se dan cuatro espacios inalterados (que no naturales) junto a sus márgenes, y no en el mejor, pero sí en el más cercano, un recinto periurbano auto regenerado y no exento de basuras, me puse a fotografiar para nutrir los bancos de imágenes. Pronto me sorprendió los numerosos y distintos animales que empecé a fotografiar, y pronto temí que todos esos pequeños, por el envite antrópico y en muchos kilómetros cuadrados alrededor, se encontrarán al final de un largo y tortuoso camino de millones de años en los que habían logrado superar todo tipo de dificultades.

Seguí fotografiando hasta que el fuerte calor del verano me obligó a aplazar la toma de fotografías durante algo más de un mes. Estas fotografías las agrupé en el proyecto *Biblioteca de imágenes* en *Inaturalist Spain*. Cuando volví, lo hice con la intención de monitorizar una parte de esa zona de algo más de dos hectáreas durante un año para ayudar de alguna manera a todos esos preciosos y vulnerables animales, y dio comienzo *Un año en el gueto*.

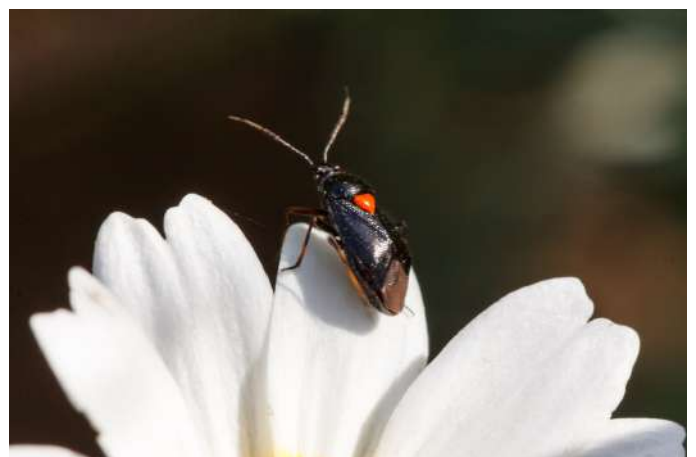
Una vez a la semana, desde el 13 de septiembre de 2020 hasta el 16 de septiembre de 2021 y empleando entre 1 y 4 horas en cada sesión, recorrí

una superficie de 2,05 Ha dividida en 7 zonas fotografiando todos los animales que permitieron que me acercara, principalmente polinizadores y allegados, en los momentos en los que el sol estaba más alto o cerca de estarlo. No sé valorar estos datos, no sé si es relevante que sean 11 los órdenes de insectos observados o que se hayan identificado 253 géneros (37 de abejas) o 10 en el caso de las arañas (solo lamentar que no se hayan identificado más especies, en parte por no haber fotografiado mejor a los animales), pero sí sé que en muy pocos sitios de los 1.500 km² de las Vegas del Guadiana hay tanta variedad de artrópodos.

orden	nº observaciones	suborden	superfamilia	familia	género	especies	especies sin identificar
coleoptera	527	2	13	18	49	38	348
diptera	450	2	13	29	55	25	370
hemiptera	221	3	11	15	33	26	71
isopoda	1	1	1	1	1	1	0
hymenoptera	853	2	11	23	60	28	670
lepidoptera	456		8	12	30	28	93
mantidae	1						1
neuróptera	11	2	1	2	3	2	8
odonata	110	2	3	4	8	11	3
orthoptera	85	2	3	3	13	7	60
thysanoptera	27	2	1	2	1	1	20
araneae	103	1	4	7	10	8	40
	2845				263	175	

Estadísticas del proyecto proporcionadas por Inaturalist Spain (GBIF).

Y lo sé como un beduino sabe que hay más biodiversidad en los oasis que visita que en el recorrido entre ellos: también aquí hay oasis y entre ellos un desierto para la biodiversidad estable, siendo el mejor momento para apreciarlo en el inicio de la primavera, desde que empieza el laboreo de estas fértiles tierras hasta que se siembran. No hay que buscar sesudos razonamientos para explicar el declive de los artrópodos en esta zona: espacio, el que los animales necesitan para alimentarse y reproducirse (figuras 2 y 3). Y no es un problema local, ocurre en todas las zonas regables, también en las de secano, las de ganadería... Preservando siempre el buen funcionamiento de las obras lineales, con la sola protección ambiental de sus terrenos se lograría una red de biodiversidad ahora interrumpida por la ocupación, la fumigación con herbicidas (aplicada de manera sistemática también por las administraciones titulares de estas obras, sobre todo las de carreteras) y quema de los terrenos para acabar con los "bichos malos".



Hemíptero del género *Deraeocoris*.



Figura 2. Terrenos libres de las obras lineales digitalizados. Muchos de ellos están ocupados, en otros se emplean herbicidas, también se queman intencionadamente...



Figura 3. Esta es una visión más realista de la disponibilidad de terrenos inalterados (y ni un solo árbol).

El esfuerzo a realizar es pequeño: delimitar los terrenos, sancionar las agresiones a los mismos, promover según la zona la siembra de especies vegetales poco invasivas que en su madurez no favorezcan los incendios... pero el coste de proteger la riqueza de biodiversidad que guardan no puede recaer sobre unas administraciones con unos presupuestos muy ajustados, y debería ser el Estado, con la ayuda de Europa, quien asumiera una protección global de los terrenos sobrantes de las obras lineales de ministerios, autonomías, diputaciones, ayuntamientos, mancomunidades de ayuntamientos, mancomunidades privadas.... Las generaciones venideras, si tienen oportunidad de ello, no comprenderán la desconexión de nuestra civilización de la naturaleza, parecemos una especie alienígena devorando su exuberante colonia, y uno de los aspectos que no comprenderán es que, respetando los procesos productivos, no se consideren como verdaderos tesoros de biodiversidad los terrenos sobrantes de las obras lineales. Y no somos alienígenas, todos

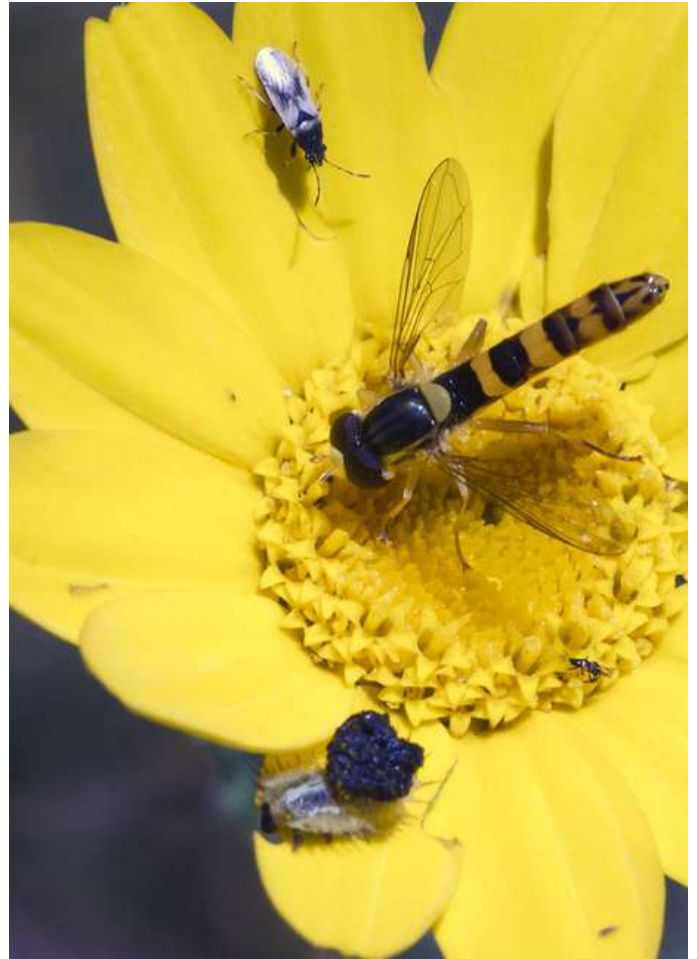
los animales refugiados en estos guetos nos han acompañado durante el tortuoso milagro de la vida, el derecho a su supervivencia es tan legítimo como el nuestro, el derecho a su espacio, el que nuestra depredadora civilización les ha robado. Aunque sea una limosna, se la merecen.



Una Mosquita de las Agallas de la familia Cecidomyiidae y un Escarabajo de Cuernos Largos (*Pseudovadonia livida*).



Una de las abejas más grandes del gueto, una Melífera Europea, y seguramente la más pequeña, una Abeja del Sudor del género *Nomioides*.



Larva de coleóptero (género *Cassida*) cargada con sus excrementos como escudo, una Mosca de las Flores (*Sphaerophoria scripta*), un Chinche de las Semillas (*Metoplix fuscinaveris*) y una Arañuela.

En Portada:

Fotografía:

Compartiendo flor unas Abejas Mineras de la especie *Panurginus albopilosus*, un coleóptero de la familia Phalacrildae y un díptero del género *Empis*.

* el autor nació y se crio en el corazón de las Vegas Altas del Guadiana, trabajando en ellas y en el resto de la cuenca hidrográfica a la que pertenecen desde hace 35 años como Auxiliar Técnico y, a parte de este doloroso y exhaustivo conocimiento, ha desarrollado una actividad en paralelo como fotógrafo habiendo realizado exposiciones individuales y obtenido premios y reconocimientos internacionales.

Referencias:

- Web de la Confederación Hidrográfica del Guadiana: <https://www.chguadiana.es/>
- Plan Nacional de Ortofotografías, Ministerio de Transportes, Movilidad y Agenda Urbana <https://pnoa.ign.es/ortofotos>

- Proyecto Biblioteca de imágenes en Inaturalist Spain (<https://spain.inaturalist.org/projects/biblioteca-de-imagenes>).
- Proyecto Un año en el gueto en Inaturalist Spain <https://spain.inaturalist.org/projects/un-ano-en-el-gueto-a-year-in-the-ghetto>.
- Inaturalist Spain <https://www.inaturalist.org/places/spain>
- GBIF www.gbif.es
- Contacto: perezrayego@gmail.com

Agradecimientos:

- María del Carmen Aza, Ambientóloga
- J. Manuel Vidal-Cordero, Entomólogo en UCA & EBD-CSIC
- Gloria Martínez, Unidad de Coordinación GBIF



Hembra adulta de *Anagyrus borrianensis* Soler, Falcó y Aquino.

Especies de *Anagyrus* Howard (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) de los cultivos de cítricos, frutales y ornamentales identificadas por el patrón de coloración antenal de las hembras

SOLER, J. M^a.^{1,2,6}; MARTINEZ-MASIÁ, M.¹; FUENTES, A.³; AMORÓS, R.⁴; FALCÓ-GARÍ, J. V.⁵

¹ Bayer CropScience. S.L. Av. Baix Llobregat 3-5. 08970 Sant Joan Despí (Barcelona). Spain. E-mail: josemaria.soler@bayer.com. <https://orcid.org/0000-0002-0953-2789>

² Colaborador del Instituto Agroforestal Mediterráneo. Universitat Politècnica de València

³ AM Fresh Spain Citrus, S.L. C/ Llosa de Ranes S/N, 46294 Cárcer (Valencia). Spain. E-mail: ana.fuentes@amfresh.com

⁴ Departament Estadística i Investigació Operativa. Universitat de València. C/ Catedrático José Beltrán, 2. 46980 Paterna (València). Spain. E-mail: ruben.amoros@uv.es. <https://orcid.org/0000-0003-2959-5979>

⁵ Institut Cavanilles de Biodiversitat i Biologia Evolutiva. Universitat de València. C/ Catedrático José Beltrán, 2. 46980 Paterna (València). Spain. E-mail: j.vicente.falco@uv.es. <https://orcid.org/0000-0002-8685-2292>

⁶ Corresponding author. josemaria.soler@bayer.com. <https://orcid.org/0000-0002-0953-2789>

Artículo publicado inicialmente en la revista *Phytoma*, nº 344 (diciembre de 2022).

Las cochinillas algodonosas o 'cotonets' (Hemiptera: Sternorrhyncha: Pseudococcidae) están consideradas como la plaga más difundida e importante por extensión de los cítricos y otros frutales, a tenor del número de hectáreas colonizadas a nivel mundial y el número de especies representadas en el conjunto de fitófagos que atacan estos cultivos (Ebeling, 1959; Talhouk, 1975). *Planococcus citri* resulta la especie más abundante. También en España tienen una enorme importancia debido a los crecientes problemas asociados con algunas de las especies de esta familia, la introducción de otras especies invasoras y la complejidad del control agronómico y biológico (Beltrá & Soto 2012). Siete especies de pseudocócidos de importancia económica abundan en los ecosistemas de cítricos, frutales y ornamentales del Este y Sur peninsular (Tabla 1). Entre ellas destaca, desde su introducción en los cítricos en 2009, el cotonet de Sudáfrica *Delottococcus aberiae*, el cual resulta la plaga más agresiva en los cítricos del Este peninsular. Esta cochinilla, como consecuencia de su presencia en frutos, inyecta una toxina que deforma su morfología y los deprecia económicamente como consumo en fresco, incluso provoca aberraciones tan exageradas que desestiman su uso para industria.

Por otra parte, se acentúa en los últimos tres años la presencia de *Pseudococcus longispinus* en el cultivo de caqui de la Comunitat Valenciana, observándose elevada presencia en hojas y frutos, lo que conlleva elevadas pérdidas económicas. Esta especie está desplazando a otros cotonets habitualmente presentes en este cultivo, especialmente a *Planococcus citri* y *Pseudococcus viburni*. Por último, resaltar que *Paracoccus burnerae*, desde 2019, está colonizando progresivamente gran parte de la superficie citrícola de la región de Murcia y sur de la provincia de Alacant, con severos daños tanto en hojas como deformidades (depresiones) en frutos.

En los últimos años, se ha destacado la importancia del control biológico en los programas de producción y gestión integrada de estas especies de fitófagos en numerosos foros científicos de agronomía. La presencia de parasitoides y depredadores para el control sostenible de los pseudocócidos parece resultar clave. En este sentido, la familia Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) componen uno de los grupos de parasitoides más numerosos y de mayor importancia económica en los programas de control biológico e integrado. Los encértidos de la región Paleártica están representados por más de 1.700 especies (Japoshvili 2012; Noyes, 2022). En la Península Ibérica, García-Mercet (1921) describió un número significativo de estas especies. Trabajos posteriores han estudiado la abundancia, dinámica poblacional y evolución estacional de las poblaciones de los enemigos naturales de las plagas del Este peninsular, incluyendo los encértidos (Soler, 2000; Soler y col., 2002; Laborda, 2012; Calabuig, 2015; Genovard, 2014¹, Marín, 2015², Puigcerver, 2015³, Herrero, 2017⁴), junto con su evolución en los últimos 20 años (Soler y col., 2015). Gran parte de las especies de la familia Encyrtidae atacan a las cochinillas Pseudococcidae, utilizándose desde años con evidente éxito en el control biológico de estas plagas (Noyes & Hayat 1994; Noyes 2006; Japoshvili & Noyes 2006; Japoshvili & Hansen 2014). Desde los trabajos publicados por Trjapitzin (1973 a,b) sobre Encyrtidae, se reconoce sólo dos subfamilias: Encyrtinae y Tetracneminae. El género *Anagyrus* Howard 1896 pertenece a la subfamilia Tetracneminae, caracterizándose por ser endoparasitoides solitarios koinobiontes primarios de cochinillas algodonosas (Noyes, 2006).

¹ Abundancia y diversidad poblacional de enemigos naturales en el sistema de producción sostenible de cítricos FCP. Tesina Final de Máster, septiembre 2014. UPV.

² Himenópteros *Paltygastroidea* y *Ceraphronoidea* en parcelas de cítricos. Aportaciones a su identificación y evolución estacional de su población. Trabajo Final Carrera, junio 2015. UPV.

³ Géneros *Syrphophagus* y *Coccidoxenoides* (Hymenoptera: Encyrtidae) en parcelas de cítricos de la Comunidad Valenciana. Aportaciones a su identificación y evolución estacional de sus poblaciones. Trabajo Final Carrera, septiembre 2015. UPV.

⁴ Género *Anagyrus* (Hymenoptera: Encyrtidae) en parcelas de cítricos y caqui de la Comunidad Valenciana. Aportaciones a su identificación y evolución estacional de sus poblaciones. Trabajo Final Carrera, septiembre 2017. UPV.

	Ecosistema			
	C	F	V	O
<i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)	C	F		O
<i>Planococcus ficus</i> (Signoret, 1875)			V	O
<i>Planococcus vovae</i> (Nasonov, 1908)				O
<i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni Tozzetti, 1867)	C	F		O
<i>Pseudococcus viburni</i> (Signoret, 1875)	C	F		O
<i>Delottococcus aberiae</i> (De Lotto, 1961)	C			
<i>Paracoccus burnerae</i> (Brain, 1915)	C			

Tabla 1. Especies de cochinillas algodonosas o cotonets de importancia económica con presencia y abundancia relativa en los ecosistemas de cítricos, frutales y ornamentales. (C, corresponde al ecosistema agrario de los cítricos; F al de los frutales, V al de la vid y O a ornamentales. En negrita el ecosistema dónde resulta más abundante).

Especies de <i>Anagyrus</i> citadas de la Península Ibérica	
<i>Anagyrus aranzadii</i> (Mercet, 1921)	<i>Anagyrus aligarhensis</i> Agarwal & Alam, 1959
<i>Anagyrus belibus</i> (Walker, 1837)	<i>Anagyrus fusciventris</i> (Girault, 1915)
<i>Anagyrus bohemannii</i> (Westwood, 1837)	<i>Anagyrus matritensis</i> (Mercet, 1921)
<i>Anagyrus longicornis</i> Mercet, 1923	<i>Anagyrus pseudococci</i> (Girault, 1915)
<i>Anagyrus minium</i> (Mercet, 1921)	<i>Anagyrus vladimiri</i> Triapitsyn, 2019
<i>Anagyrus novickyi</i> Hoffer, 1953	<i>Anagyrus borrianensis</i> Soler, Falcó & Aquino, 2021
<i>Anagyrus subflaviceps</i> (Girault, 1915)	<i>Anagyrus aberiae</i> Guerrieri, 2018 (introducida)
	<i>Anagyrus californicus</i> (Compere, 1947) * nueva cita

Tabla 2. Especies de *Anagyrus* citadas de la Península Ibérica. Las que figuran resaltadas en letra negrita, resultan abundantes en los ecosistemas agrarios de los cítricos, frutales y ornamentales.



Figura 1. Trampa-hospedero con la plataforma de celulosa para evitar movimientos del limón verde parafinado y colonizado por todos los estadios biológicos del *Pseudococcidae*. El difusor que se observa corresponde a la feromona sexual como refuerzo a la atracción de los parasitoides.

Este género incluye 294 especies en todo el mundo (Noyes, 2022), sospechándose de otras muchas especies todavía por describir. En Europa hay 27 especies registradas y 14 de ellas reportadas de la Península (Fusu, 2013; Soler y col., 2021) (Tabla 2). Las especies ibéricas de *Anagyrus* asociadas a hospedadores pseudocócidos son siete. Las conocidas durante largo tiempo *Anagyrus pseudococci* y *Anagyrus matritensis*. La especie *Anagyrus* sp. near *pseudococci* ha sido reasignada definitivamente al nombre formal *Anagyrus vladimiri* (Andreason y col., 2019). La especie *Anagyrus aligarhensis* resulta citada por ser la nominación válida de *Anagyrus punctulatus* y de *A. diversicornis*, ambas conocidas de España anteriormente, pero sinonimias de *A. aligarhensis* (Noyes, 2022). La especie *Anagyrus fusciventris* ha sido citada recientemente de España, mientras que *Anagyrus borrianensis* ha resultado una cita a nivel mundial (Soler y col., 2021). Por otra parte, *Anagyrus aberiae* es una especie exótica introducida en España para la lucha biológica contra el cotonet de Sudáfrica (Soto y col., 2021). En este trabajo se reporta, además, la primera cita de *Anagyrus californicus* para el continente europeo. Con ella son ocho las especies asociadas con pseudocócidos de ecosistemas cítricos, frutales y de ornamentales, y 15 el total de especies de *Anagyrus* conocidas en la Península Ibérica.

Objetivos del trabajo

Tradicionalmente *Anagyrus pseudococci* ha sido la especie más señalada en los ecosistemas agrarios de España asociada a la cochinilla *Planococcus citri*. Sin embargo, en los últimos años se han observado otras especies del género, además se ha descrito una nueva especie, *Anagyrus borrianensis*, muy abundante en estos ecosistemas agrarios señalados y se ha introducido *Anagyrus aberiae* en los programas de control biológico contra *Delottococcus aberiae*. Por otra parte, no se conoce la relación del parasitoide con sus huéspedes de manera exacta. Tal diversidad

comporta problemas de identificación de algunas de esas especies.

Por todos estos motivos expuestos, el objetivo de este trabajo es ofrecer información sobre las especies de *Anagyrus* que participan en el complejo de parasitoides de las cochinillas algodonosas, 'cotonets', en los ecosistemas de los cítricos, frutales y ornamentales del Este y Sur peninsular. Con ello se aporta la opción de identificar fácilmente y en campo, las especies de *Anagyrus* por el patrón de color de los flagelómeros de las antenas de las hembras, y se proporciona de esta forma, un catálogo del género fácilmente identificable en la Península Ibérica. Además, la cita de la especie *Anagyrus californicus* asociada a estas cochinillas algodonosas en una localidad valenciana, resulta la primera cita para la fauna europea.

Material y métodos

El material entomológico examinado ha sido colectado en los ecosistemas agrarios de los cítricos, frutales y ornamentales del Sur y Este peninsular (Andalucía, Región de Murcia y Comunitat Valenciana), durante los últimos 22 años, desde primavera del año 2000 hasta otoño de 2021. Los trabajos de colecta de los parasitoides corresponden en parte, a los estudios más amplios referidos a la "Red de Monitoreo on-line de las plagas de los cítricos y caqui y sus enemigos naturales", implementados conjuntamente por la Universitat Politècnica de València (UPV) y la empresa Bayer CropScience S.L.

En la colecta del material se han utilizado una serie de dispositivos entomológicos a base de trampas. Por una parte, las denominadas "trampas-hospedero" (Figura 1), que consiste en unos recipientes de plástico transparente (18x15x12 cm) en donde se sitúan uno o dos limones verdes parafinados y colonizados con la cochinilla algodonosa como potencial hospedador diana. Además, se facilita la atracción de los parasitoides mediante una feromona sexual, correspondiente a la especie de parasitoide que se pretende colectar. Estas feromonas sexuales han sido, para *Pseudococcus viburni*, la feromona Pherocon® CAP y Storgard® CAP de TRÉCÉ® Incorporated; para *Planococcus citri*, la feromona Pherodis de Koppert; para *Pseudococcus longispinus*, Zentinel® PSL de la empresa EPA y, por último, para *Delottococcus aberiae*, la feromona Zentinel® DAB también de la empresa EPA.

Los limones se estabilizan con un soporte de celulosa para evitar movimientos de rotación de los limones que pudieran dañar a las cochinillas. Con el doble objetivo de evitar la fuga de cochinillas de las trampas-hospedero y, al mismo tiempo, evitar la intrusión de hormigas, se recubren perimetralmente y en el exterior con Fluon® (politetrafluoroetileno), como se puede observar en la Figura 2 de la izquierda.

Las trampas-hospedero se mantenían durante quince días en el campo suspendidas de los árboles de cítricos, ornamentales y frutales



Figura 2. Trampa-hospedero con el recubrimiento perimetral externo de Fluon® para evitar la salida de cochinillas y la intromisión de hormigas (a la izquierda). Limón parafinado colonizado con todos los estadios del pseudococcido; en este caso, *Pseudococcus viburni* (derecha).



Figura 3. Jaulas entomológicas dispuestas como evolucionarios en un módulo del Insectari de la Generalitat Valenciana en Almassora para la colecta e identificación de los parasitoides emergidos de las trampas-hospederos, y posterior cría masiva.

(granados, caquis, melocotoneros, etc.). Transcurrido este tiempo, los limones se trasladaban a un módulo del Insectari de la Conselleria de Agricultura de la Generalitat Valenciana, en Almassora (Castelló). Allí se disponían en jaulas entomológicas cúbicas (47,5 x 47,5 x 47,5 cm, H1DE, de la empresa Entomopraxis) con malla de 160 μ , en donde se esperaba la emergencia de los parasitoides. A medida que sucedía la emergencia, se colectaban e identificaban los parasitoides y se trasladaban a jaulas para su cría en gran escala (como en el caso de *Anagyrus borrianensis*) (Figura 3). El módulo de evolución se mantenía a una temperatura constante de 26 \pm 1 °C, con humedad relativa del 65% y fotoperiodo de 16 horas de luz y 8 de obscuridad (16L:8D). Para la colecta de especies de *Anagyrus* también se han utilizado trampas de agua y trampas cromáticas adhesivas amarillas 10x20 cm² ambos dispositivos de Econex, cebadas con las mismas feromonas sexuales que las señaladas para las trampas-hospederos. Los insectos capturados en las trampas cromáticas se extraen de la superficie adhesiva utilizando el disolvente histológico Histo-Clear (National Diagnostics). Inicialmente, los insectos se conservaron en etanol al 70%. En su posterior preparación, se secaron al

aire para eliminar el etanol, seguido de la técnica de hexametildisilazene (HMDS) descrita por Noyes (2022) (Figura 4).

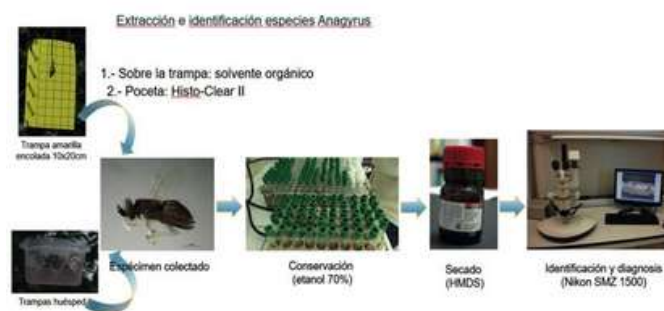


Figura 4. Colecta y preparación para la e identificación de especies de *Anagyrus*. Una vez extraído el espécimen de las trampas en campo, se conservaba en etanol 70%. Para prepararlo para su identificación se secaba al aire para eliminar los restos de etanol, seguido de la técnica de hexametildisilazene (HMDS).

aire para eliminar el etanol, seguido de la técnica de hexametildisilazene (HMDS) descrita por Noyes (2022) (Figura 4).

La identificación de las especies capturadas se practicó con la ayuda de un microscopio estereoscópico Nikon SMZ 800. Para mayores detalles y mediciones de la anatomía de los himenópteros, se utilizó el microscopio estereoscópico Nikon SMZ 1500 con el software NIS-Br BR Basic Research Imaging (Nikon Instruments, Inc., EE. UU.) del Instituto Agroforestal Mediterráneo de la Universitat Politècnica de València (Figura 5). Todas las identificaciones las han realizado los autores del trabajo, salvo el caso de *Anagyrus californicus*. Para la identificación de esta especie se enviaron muestras de las hembras al Dr. John Noyes (Natural History Museum, London, UK) (Noyes, 2020; comunicación personal⁵).

⁵ Natural History Museum, Identification and Advisory Services, Cromwell Road, London, Parasitoid Identification: our Ref: 2018-0565. Comunicación personal (2020).

Para las identificaciones y diagnóstico de las otras especies, los autores han consultado y revisado los trabajos de De Santis (1963), Viggiani y Battaglia (1983), Noyes y Hayat, (1994), Prinsloo (1998), Hayat (2003), Triapitsyn y col. (2007), Japoshvili (2012), Çaliskan (2016), Guo-Hao Zu y Cheng-De Li (2015), y Andreason y col. (2019). Para la caracterización morfológica y anatómica de algunas especies de *Anagyrus*, se ha seguido la terminología de Gibson (1997). Todas las medidas se dan en micrómetros (μm).

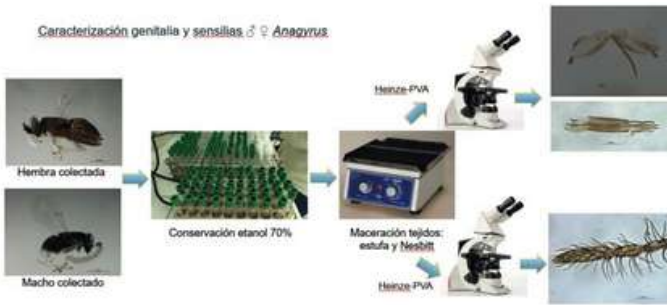


Figura 5. Caracterización de las genitales del macho y la hembra y de las sensilias de las antenas de los machos para la identificación de lagunas especies de *Anagyrus*.

En el texto se utilizan las siguientes abreviaturas:

F1-6: segmentos del funículo de la antena denominados correlativamente (F1) a (F6) desde la base de la antena hacia la maza. En el texto, flagelómeros.

MV: Vena marginal.

PMV: Vena postmarginal.

SV: Vena radial o estigmal.

El material examinado se encuentra depositado en las colecciones que figuran a continuación e identificadas con los siguientes acrónimos: ENV (Laboratorio de Entomología y Control de Plagas, Instituto Cavanilles de Biodiversidad y Biología Evolutiva, Universitat de València, València, España); NHM (Natural History Museum, London, UK) y CJMS (Colección privada de los autores, J. M^a. Soler).

Resultados

Identificación anatómica de especies del género *Anagyrus*

Se han identificado ocho especies del género *Anagyrus* que se muestran presentes en los ecosistemas agrícolas de cítricos y frutales y ecosistemas ornamentales del Este y Sur peninsular y, además, con actividad de ejercer un control biológico en cochinillas algodonosas Pseudococcidae de estos ambientes. Estas especies de *Anagyrus* se diferencian claramente por el patrón de color de los flagelómeros de las antenas de las hembras. Se trata de *Anagyrus aligarhensis* Agarwal & Alam, 1959; *Anagyrus*

fusciventris (Girault, 1915); *Anagyrus matritensis* (Mercet, 1921); *Anagyrus pseudococci* (Girault, 1915); *Anagyrus vladimiri* Triapitsyn, 2019; *Anagyrus borrianensis* Soler, Falcó & Aquino, 2021; *Anagyrus aberiae* Guerrieri, 2018 y *Anagyrus californicus* (Compere, 1947). La estructura anatómica de las antenas de las especies del género *Anagyrus* presentan tres partes bien diferenciadas: escapo, pedicelo y flagelo. Aunque el escapo para las especies del género usualmente resulta ensanchado, plano y foliáceo, en estas ocho especies a identificar, esta característica resulta sistemática.

El escapo está unido a la frente de la cabeza por un alveolo denominado tórulo. Entre este alveolo y la base del escapo se observa usualmente un pequeño segmento, denominado radícula, muy corto, que forma parte del escapo y no se tiene en cuenta como un segmento separado. A continuación del escapo se encuentra el pedicelo, que consta de un solo segmento. Posteriormente se observa el flagelo constituido por el funículo, el cual consta a su vez de seis flagelómeros usualmente más largos que anchos, y la maza, que resulta el flagelómero apical más ensanchado y trisegmentado (Figura 6). La identificación anatómica específica se basa en el reconocimiento de ciertos caracteres corporales propios de la especie en cuestión. El procedimiento para la identificación objetiva de las ocho especies de *Anagyrus* consiste en observar el patrón de colores que presentan los flagelómeros del funículo y de la maza que forman el flagelo de las antenas de las hembras. Al mismo tiempo, es preceptivo observar si la base del escapo presenta un anillo característico. Los resultados de esta observación se cotejan con la distribución de segmentos antenales y el color que muestran tales segmentos que se indica en la Tabla 3. Con ello se dictamina la adscripción específica de los ejemplares colectados o por identificar.

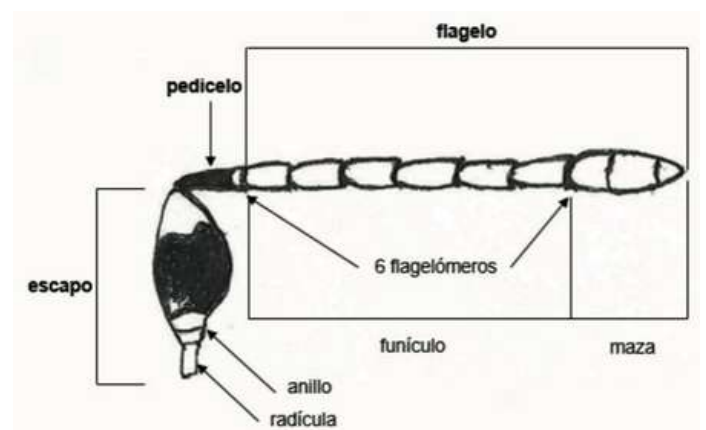


Figura 6. Estructura anatómica tipo de las antenas de las hembras de *Anagyrus*. Consta de tres partes fundamentales: escapo, pedicelo y flageo. A su vez, el flagelo está constituido por el funículo de seis flagelómeros y maza trisegmentada (dibujo original de J.M^a. Soler).

Para ejemplificar el manejo adecuado de la tabla, se indica el caso expresado a continuación (Figura 7). La antena presenta anillo en la base del escapo. Los flagelómeros son absolutamente negros desde el primero (F1) hasta el cuarto (F4). El quinto flagelómero (F5) presenta desde la base hacia la zona apical, color negro en un 70% de su longitud proximal y color blanco en el 30% de longitud distal. El sexto flagelómero (F6) y la maza muestran color blanco. La comprobación en la Tabla 3 concluye que la antena corresponde a la especie *Anagyris borrianensis*. A continuación, se adjunta una clave dicotómica de identificación de las ocho especies de *Anagyris* mencionadas cuya separación se basa teniendo en cuenta únicamente caracteres del color de los segmentos de las antenas de las hembras. El patrón de coloración de cada una de las especies consideradas se muestra en un conjunto de fotografías de las antenas particulares (Figura 10).

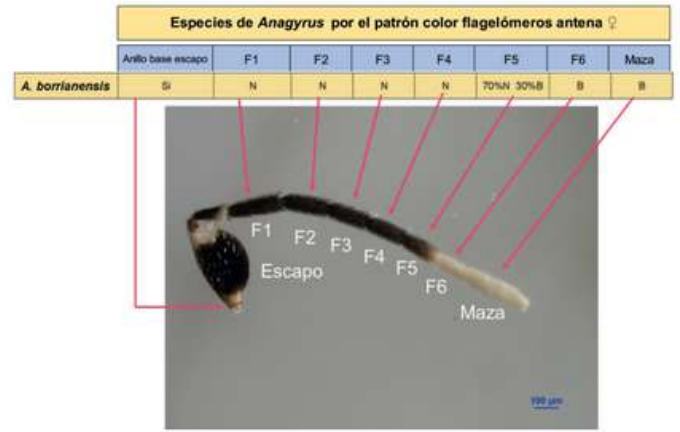


Figura 7. Procedimiento para la identificación de las especies de *Anagyris* siguiendo la tabla que indica el patrón de colores de flagelómeros y maza de las antenas de las hembras. En este caso, la identificación corresponde a la especie *A. borrianensis*.

Clave para la identificación de especies de *Anagyris* por el patrón de color de las antenas de las hembras en los ecosistemas de los cítricos, frutales y ornamentales del Sur y Este de la Península Ibérica

1. Anillo presente en la base del escapo 2
- Anillo ausente en la base del escapo 6
- 2 (1) Primer flagelómero F1 todo negro en su extensión 3
- Primer flagelómero F1 distinto al negro 4
- 3 (2) Maza blanca *Anagyris borrianensis*
- Maza negra *Anagyris fusciventris*
- 4 (2) F1 parcialmente 20% blanco y 80% marrón *Anagyris matritensis*
- F1 parcialmente 70% negro y 30% blanco 5
- 5 (4) Vena MV mayor que PMV y vena SV menor que MV+PMV *Anagyris aberiae*
- Vena MV igual que PMV y vena SV mayor que MV+PMV *Anagyris pseudococci*
- 6 (1) F1 negro y resto hasta maza blancos *Anagyris vladimiri*
- F1 negro y resto flagelómeros distintos al blanco 7
- 7 (6) Maza completamente blanca *Anagyris californicus*
- Maza marrón claro *Anagyris aligarhensis*

Especies de <i>Anagyris</i> por el patrón color flagelómeros antena ♀								
	Anillo base escapo	F1	F2	F3	F4	F5	F6	Maza
<i>A. pseudococci</i>	Si	70%N 30%B	B	B	B	B	B	B
<i>A. aberiae</i>	Si	70%N 30%B	B	B	B	B	B	B
<i>A. vladimiri</i>	No	N	B	B	B	B	B	B
<i>A. borrianensis</i>	Si	N	N	N	N	70%N 30%B	B	B
<i>A. fusciventris</i>	Si	N	N	N	N	N	N	N
<i>A. aligarhensis</i>	No	N	B	B	Mo	Mo	Mo	Mc
<i>A. californicus</i>	No	N	B	B	Mc	Mo	Mo	B
<i>A. matritensis</i>	Si	20%B 80%Mc	Mc	Mc	Mo	Mo	Mo	Mo

N negro; B blanco; Mo marrón claro; Mc marrón oscuro

Tabla 3. Esquema identificativo de las especies del género *Anagyris*. Para cada una de las ocho especies se indica si se presenta anillo en la base del escapo, y las características cromáticas de los segmentos de las antenas de las hembras, diferenciando el patrón de colores de los flagelómeros y la maza.

Aspectos anatómicos y biológicos de las especies de *Anagyris*

Anagyris aligarhensis Agarwal y Alam, 1959.

Presenta un cuerpo pequeño y estilizado, de longitud entre 1110 a 1420. Coloración no metálica, que varía de naranja a marrón oscuro casi negro, excepto como sigue: occipucio detrás de los ojos y frontovértex a lo largo de los márgenes de los ojos amarillo anaranjado; margen de la boca y debajo de cada tórulo, café oscuro; collar del pronoto blanco, interrumpido por una banda de color marrón oscuro en el cuarto lateral y los lados anteriormente de color amarillo parduzco, tégula y mesopleuras anaranjadas. Patas blancas a amarillo pálidas, con fémures y tibias dorsalmente marrones. Gáster varía de marrón anaranjado a marrón oscuro. Antena sin anillo en la base del escapo. Primer flagelómero (F1) negro, segundo (F2) y tercero (F3) blancos, y el resto marrones; maza también marrón pero más clara. Vena postmarginal más corta que la vena radial. Venas marginal y postmarginal de las alas anteriores más largas que la vena radial. Soler y col. (2021) citan por primera vez a esta especie como parasitoide de *Pseudococcus viburni*.

Anagyris matritensis (Mercet, 1921).

Cuerpo pequeño, 1050- 1150, de color oscuro, con la mesopleura, pronoto, mesonoto y propodeo lateralmente más claros y amarillentos. Cabeza negra presentando una línea característica dorada alrededor de los ojos. Antena de la hembra con anillo en la base del escapo; el primer flagelómero (F1) del funículo presenta la parte basal de color blanco y el resto marrón claro. Los dos siguientes flagelómeros (F2 y F3) son también de color marrón claro, y el resto de flagelómeros del flagelo de color marrón muy oscuro. Vena marginal algo menor en longitud a la vena postmarginal y similar en longitud a la vena radial. Vena postmarginal casi tan larga como la suma de longitud de la vena radial y marginal. El detalle que más caracteriza la especie

es la banda longitudinal de pelos blancos y cortos que cruza el disco alar del ala anterior, desde la base al ápice, siendo más o menos ancha, dando la sensación de línea calva ancha.

Parasitoide de cóccidos, eriocóccidos y pseudocóccidos en plantas de las familias Asteráceas, Lamiáceas y Pináceas (Noyes, 2022).

***Anagyrus fusciventris* (Girault, 1915).** Longitud del cuerpo entre 1200 y 1800. Color no metálico, generalmente fuertemente anaranjado, excepto en lo siguiente: mancha marrón oscura desde la postgena hasta el margen de la boca; frontovertecer amarillento, más claro que el resto del tórax; ojos claramente negros, densamente setosos, cuello de pronoto blanco, metasoma marrón; tégula blanca. Presenta anillo en la base del escapo, antena de la hembra gruesa y larga, escapo con mancha blanca característica, la totalidad del flagelo de color negro sin excepción. Especie de *Anagyrus* citada por primera vez de la Península por Soler y col., (2021).

***Anagyrus pseudococci* (Girault, 1915).** Cuerpo relativamente grande, entre 1020 y 1700. Color general muy anaranjado. La antena de la hembra presenta anillo en la base del escapo; primer flagelómero (F1) parcialmente negro en el 70% de su longitud, desde la parte basal a la apical, mientras que es blanco en el 30% distal, resto del flagelo y maza son completamente blancos. Las alas anteriores presentan vena marginal corta, y de igual longitud que la postmarginal, vena radial mucho más larga que la suma de las venas marginal y postmarginal juntas. Aunque presente en los ecosistemas citados de la Península, no resulta muy abundante.

***Anagyrus vladimiri* Triapitsyn, 2019.** Longitud cuerpo entre 1090 y 1720. Color anaranjado o marrón-anaranjado excepto la parte posterior de la cabeza de color marrón oscuro y la gena a veces marrón, margen posterior del pronoto oscuro, margen anterior del mesoescudo marrón oscuro, mesopleuras naranja-amarillo y propodeo y gáster marrón anaranjado a marrón o marrón oscuro. Antena con la base del escapo sin anillo; primer flagelómero (F1) completamente negro; resto del flagelo y maza completamente blancos. Especie que se ha confundido en repetidas ocasiones con *A. pseudococci*, pero ambas presentan claras diferencias (Andreason, 2019; Soler y col., 2021).

***Anagyrus aberiae* Guerrieri, 2018.** Longitud del cuerpo de la hembra 1600. Color del tórax y cabeza anaranjados; dorso del gáster marrón, lados y parte ventral naranja. Las hembras de esta especie resultan morfológicamente muy similares a las de *A. pseudococci* tal como se define en Trjapitsin y col. (2007); sin embargo, ambas especies se pueden separar por detalles de la venación (Guerrieri y Cascone, 2018): vena marginal más larga que la vena postmarginal y la longitud de ambas venas resulta mayor que la longitud de la vena radial (estigmal). Especie parasitoide exótica,

introducida en la Comunitat Valenciana en los programas de control de la cochinilla sudafricana *Delottococcus aberiae* (Soto y col., 2021).

***Anagyrus borrianensis* Soler, Falcó & Aquino, 2021.** Tamaño del cuerpo muy variable, longitud entre 1070 y 1910. Color no metálico; cabeza completamente negra, ojos rojizos oscuros; mesosoma amarillo anaranjado en general, incluyendo el mesoescudo, escutelo, axilas y mesopleura, excepto el pronoto, que es completamente negro, y parte del propodeo, que es marrón; el gáster es de color marrón. Patas, incluidas las coxas, completamente blanco-amarillentas, excepto el tarso, que es oscuro. Antena con anillo en la base del escapo; flagelómeros F1- F4 negros en toda su extensión; (F5) bicolor; (F6) y maza de color blanco (Figura 8). *Anagyrus borrianensis* resulta muy abundante en los ecosistemas agrarios cítricos y frutales y ornamentales de la Península Ibérica, asociada a la cochinilla algodonosa *Pseudococcus viburni* (Soler y col., 2021).

***Anagyrus californicus* (Compere, 1947).** Cuerpo de tamaño reducido, longitud entre 1750 y 1900. Color del cuerpo negro con ligeros tonos metálicos; axilas y escutelo, opacos por la escultura de reticulaciones gruesas, espaciadas con apariencia aterciopelada. Cabeza con aspecto frontal más larga que ancha. Mesoescudo ligeramente azulado-verdoso metálico; lados y partes inferiores del tórax y gáster de color marrón oscuro (Figura 10); patas de color pajizo con coxas negras, fémur de las patas medias y traseras negruzco en su parte basal. Las antenas de la hembra combinan los colores blancos, negro y marrón claro; escapo 2,5x tan largo como ancho. Pedicelo 2,5x más largo que ancho, aunque mucho más corto que el primer segmento funicular (0.5xF1). Segmentos más largos que anchos; primer flagelómero (F1) negro, muy largo, tanto como los siguientes dos segmentos juntos (F1+F2), segundo (F2) y tercer flagelómero (F3), de color blanco; cuarto flagelómero (F4) marrón claro, quinto (F5) y sexto (F6) también marrón pero mucho más oscuros; maza blanca. Alas anteriores hialinas, con venas marginal, postmarginal y radial semejantes en cuanto a longitud (60); línea calva interrumpida (Figura 9).

Hembras de esta especie se pueden confundir con *Anagyrus lopezi* (De Santis, 1963). La coxa anterior es de color marrón oscuro con un ligero brillo verde oscuro mientras que en *Anagyrus lopezi*, la coxa es amarilla o naranja pálido.

Se trata de una especie originaria probablemente del sur de Estados Unidos y América Central, descrita por Compere (1947), diagnosticada taxonómicamente por Noyes (2000) y citada en el catálogo de China por Zhang y Huang (2004). Su distribución geográfica conocida es: Costa Rica, Hawaii, República Popular de China, Hong Kong y Estados Unidos de América (Arizona, California, Florida) (Noyes, 2022).



Figura 8. Habitus de *Anagyrus borrianensis*. Dibujo: J.M^a. Soler. Fotografía: N. Luque.

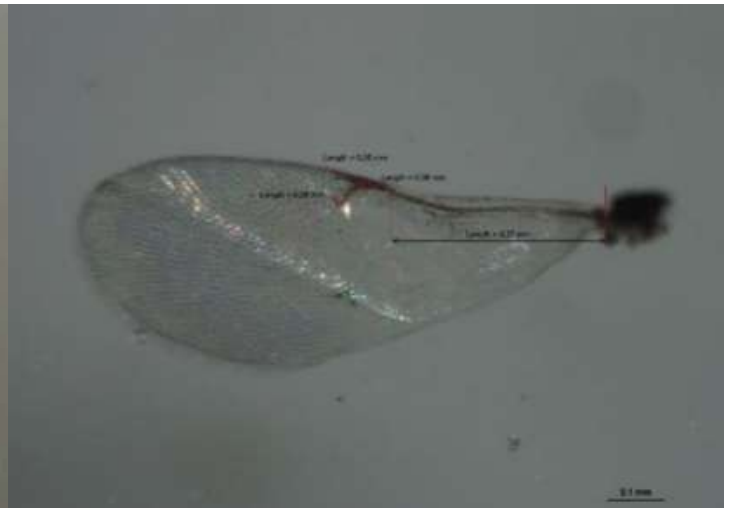


Figura 9. *Anagyrus californicus*: habitus y ala anterior, con las mediciones de las venas marginal, postmarginal y radial del disco alar anterior, las cuales son similares en longitud.

Endoparásito primario koinobionte de varias especies de cochinillas algodonosas: *Dactylopius solani*, *Pseudococcus solani* y *Phenacoccus solani* (Hemiptera: Pseudococcidae), asociado a plantas espontáneas como *Emelia* sp. (Asteraceae), *Cyperus rotundus* (Cyperaceae) (Noyes, 2022). La presencia de su hospedador *Phenacoccus solani* en la Península ha sido reportado por Beltrá y Soto (2011) sobre plantas de pimiento *Capsicum annuum* (Solanaceae) en invernaderos de El Ejido (Almería), causando problemas significativos en este cultivo.

La especie *Anagyrus californicus* es citada por primera vez de España y de Europa en el presente trabajo. Se ha colectado desde el verano de 2018 en el ecosistema agrario del caqui en el Este peninsular (Llombai, València, 39°17'37" N, 0°33'46" W) mediante trampas cromáticas adhesivas (10x20 Econex) cebadas con feromonas sexuales de *Pseudococcus viburni*.

Conclusiones

- Se identifican ocho especies del género *Anagyrus* (Hymenoptera: Encyrtidae) en los ecosistemas de cítricos, frutales y ornamentales del Este y Sur de la Península Ibérica, parasitoides de cochinillas algodonosas Pseudococcidae.

- Se aporta un conjunto de caracteres, mostrados en formato de tabla y de clave dicotómica, basados en la coloración de los segmentos de las antenas de las hembras. Este patrón de color permite la identificación, rápida y certera, de las especies de *Anagyrus* mencionadas.
- Se cita por primera vez de Europa la especie *Anagyrus californicus* en el ecosistema del caqui, asociado a cochinillas Pseudococcidae.

Agradecimientos

Al entomólogo Dr. John Noyes del Natural History Museum (Londres) por la identificación de la especie *Anagyrus californicus*.

A la Conselleria d'Agricultura de la Generalitat Valenciana, Maribel Deval y Fco. Guillem por su ayuda en la cría de *Anagyrus*.

A Bayer CropScience por permitir profundizar estudios a través de la RMO-FCP de cítricos y caqui, recopilar la información y facilitar la identificación de especies.

Anagyrus pseudococci



Anagyrus fusciventris



Anagyrus borrianensis



Anagyrus californicus



Anagyrus matritensis



Anagyrus vladimiri



Anagyrus aberiae



Anagyrus aligarhensis

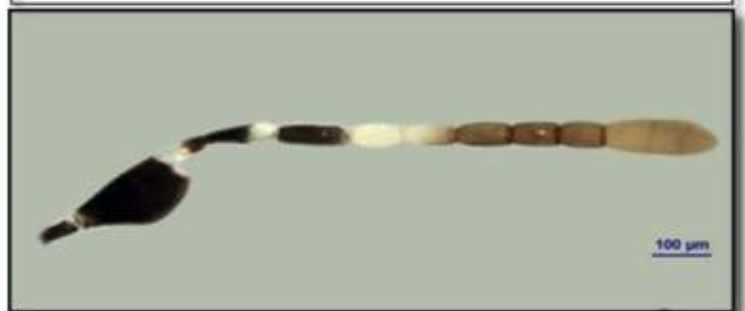


Figura 10. Patrón de coloración de las antenas de las hembras de las ocho especies de *Anagyrus* más abundantes en los ecosistemas agrarios de cítricos, frutales y ornamentales del Sur y Este Peninsular.

Bibliografía

- Agarwal, M.M. & Alam, S.M.** (1959) New species of the genus *Anagyrus* Howard (Chalcidoidea: Encyrtidae) recorded from Aligarh. *Proceedings of the 46th Indian Science Congress, Part III*, pp. 392.
- Andreason, S.A., Triapitsyn, S.V. & Perring, T.M.** (2019) Untangling the *Anagyrus pseudococci* species complex (Hymenoptera: Encyrtidae), parasitoids of worldwide importance for biological control of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae): Genetic data corroborates separation of two new, previously misidentified species. *Biological Control*, 129, 65–82. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2018.09.010>
- Beltrà, A. & Soto, A.** (2011) New records of mealygugs (Hemiptera: Pseudococcidae) from Spain. *Phytoparasitica* 39(4), 385–387.
- Beltrà, A. & Soto, A.** (2012) Pseudocóccidos de importancia agrícola y ornamental en España. Editorial Universitat Politècnica de València, València, 126 pp.
- Calabuig, A.**, (2015) Ants, pests and natural enemies in Mediterranean citrus. Ecological interactions and practical implications for biological control. *Doctoral thesis*. Departamento de Producción Vegetal. Universitat Politècnica de València. València, Spain, 160 pp. doi:10.4995/Thesis/10251/54122, <http://hdl.handle.net/10251/54122>.
- Çalışkan, A.F., Hayat, M., Ulusoy, M.R. & Kaydan, M.B.** (2016) Parasitoids (Hymenoptera: Encyrtidae) of an invasive mealybug *Phenacoccus solenopsis* Tinsley (Hemiptera: Pseudococcidae) in Turkey. *Turkish Journal of Entomology*, 40 (2), 133–148. <http://dx.doi.org/10.16970/ted.54014>
- Compere, H.** (1947) A report on a collection of Encyrtidae with descriptions of new genera and species. University of California *Publications in Entomology*, 8, 1–24.
- De Santis, L.** (1963) Encírtidos de la República Argentina (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Anales de la Comisión de Investigación Científica de la Gobernación de la Provincia de Buenos Aires*, 4, 10–411.
- Ebeling, W.** (1959) Subtropical fruit pests. *University of California, Division of Agricultural Science*, Bekeley, California, EE.UU., 436 pp.
- Fusu, L.** (2013) Fauna Europaea: Encyrtidae. In: Mitroiu, M-D. (Eds.), *Fauna Europaea: Hymenoptera Chalcidoidea*. *Fauna Europaea version 2017.06*. Available from: <https://fauna-eu.org/> (accessed: March 2019).
- García Mercet, R.** (1921) Fauna Ibérica. Himenópteros Fam. Encírtidos. *Museo Nacional de Ciencias Naturales*, Madrid, 732 pp.
- Gibson, G.A.P.** (1997) Chapter 2. Morphology and terminology. In: Gibson, G.A.P., Huber, J.T. & Woolley, J.B. (Eds.), *Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)*. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, pp. 16–44.
- Girault, A.A.** (1915) Australian Hymenoptera Chalcidoidea VII. The family Encyrtidae with descriptions of new genera and species. *Memoirs of Queensland Museum*, 4, 1–184.
- Guerrieri, E. & Cascone, P.**, (2018) *Anagyrus* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae) parasitoids of the invasive *Delottococcus aberiae* (De Lotto) (Hemiptera: Pseudococcidae) from South Africa, with description of two new species. *Zootaxa* 4531 (3): 374–382, <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4531.3.3>
- Hayat, M.** (2003) Records and descriptions of Indian Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Oriental Insects*, 37 (1), 187–259. <https://doi.org/10.1080/00305316.2003.10417345>
- Japoshvili, G.** (2012) New data on encyrtid (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) parasitoids of Coccoids (Hemiptera: Coccoidea) from Turkey, with description of five new species. *Entomologica Fennica*, 23 (2), 72–82.
- Japoshvili, G. & Noyes, J.S.** (2006) The Western Palaearctic species of *Psilophrys* Mayr (Hymenoptera, Chalcidoidea: Encyrtidae), parasitoids of kermesids (Hemiptera, Coccoidea: Kermesidae) attacking oaks (*Quercus* spp.). *Journal of Natural History*, 40 (29–31), 1793–1800. <https://doi.org/10.1080/00222930601046436>
- Japoshvili, G. & Hansen, L.O.** (2014) New records of Encyrtidae (Hymenoptera, Chalcidoidea) from Norway IV. *Norwegian Journal of Entomology*, 61 (2), 180–185.
- Laborda, R.** (2012) Comparación de la abundancia y biodiversidad de artrópodos auxiliares entre parcelas de cultivo ecológico y convencional, en plantaciones de cítricos, caqui y nectarina. *Doctoral thesis*. Universitat Politècnica de València, Valencia, Spain, 174 pp. doi:10.4995/Thesis/10251/16875, <http://hdl.handle.net/10251/16875>
- Noyes, J.S.** (2000) Encyrtidae of Costa Rica (Hymenoptera: Chalcidoidea) 1: the subfamily Tetracneminae, parasitoids of Mealybugs (Homoptera: Pseudococcidae). *Memoirs of the American Entomological Institute*, Vol. 62, 355 pp.

Noyes, J.S. (2022) Universal Chalcidoidea Database. *World Wide Web electronic publication*. Available from: <http://www.nhm.ac.uk/chalcidoids/> (Database Last updated March 2019, accessed September 2022).

Noyes, J.S. & Hayat, M. (1994) Oriental Mealybug Parasitoids of the *Anagyrini* (Hymenoptera: Encyrtidae). *Centre for Agriculture and Bioscience (CAB) International*, Wallingford, Oxfordshire, United Kingdom, 554 pp.

Prinsloo, G.L. (1998) Poorly known and newly recorded species of mealybug parasitoids of the *Anagyrus* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae) from South Africa. *African Plant Protection* 4(2): 81-90.

Soler, J.M^a. (2000) Control de artrópodos fitófagos en cítricos con aldicarb y efectos sobre entomofauna auxiliar. *Doctoral thesis*. Universitat Politècnica de València, Valencia, Spain, 280 pp. doi:10.4995/Thesis/10251/5952, <http://hdl.handle.net/10251/5952>

Soler, J.M^a., García-Marí, F. & Alonso, D. (2002) Evolución estacional de la entomofauna auxiliar en cítricos. *Boletín de Sanidad Vegetal-Plagas*, 28 (1), 133–149

EL PAPEL DE LOS ARTRÓPODOS COMO HOSPEDADORES INTERMEDIARIOS DE HELMINTOS DE IMPORTANCIA MÉDICA Y VETERINARIA – PARTE III: QUELICERADOS Y MIRIÁPODOS

Pedro María Alarcón-Elbal

Departamento de Producción y Sanidad Animal, Salud Pública Veterinaria y Ciencia y Tecnología de los Alimentos (PASAPTA), Universidad CEU Cardenal Herrera, 46115 Alfara del Patriarca, España.

Laboratorio de Investigación de Entomología, Departamento de Zoología, Facultad de Ciencias Biológicas, Bloque B, Universidad de Valencia, 46100 Burjasot, España.

Algunos artrópodos ejercen perjuicios sobre el ser humano y los animales desde diferentes puntos de vista. Por ejemplo, pueden ocasionar diversos daños directos producto de sus picaduras, o simple contacto, que pueden variar desde un leve prurito a severas reacciones alérgicas. También pueden ocasionar daños de forma indirecta, como es el caso de ciertos hematófagos que actúan como vectores (mecánicos o biológicos) en la transmisión de patógenos, produciendo enfermedades de importancia médica y veterinaria. Otra forma de daño indirecto es aquella en la que dichos invertebrados actúan como hospedadores intermediarios en los ciclos de vida de ciertos helmintos, en los cuales estos artrópodos son consumidos por un depredador superior, siendo éste otro hospedador intermediario, o más comúnmente el hospedador definitivo. Si bien en los dos primeros artículos de esta serie nos centramos en la importancia de los miembros del subfilo Hexapoda y Crustacea, respectivamente, como hospedadores intermediarios de helmintos, en esta ocasión profundizaremos en el rol que pueden ejercer los Chelicerata y los Myriapoda.

Dentro de los quelicerados, y más concretamente de los arácnidos, los ácaros poseen gran relevancia por ser el grupo más diverso de los que conforman esta clase. Por lo general, no sobrepasan el milímetro de tamaño, tienen una distribución cosmopolita y habitan en ambientes tanto terrestres como acuáticos. Los ácaros oribátidos

(Sarcoptiformes: Oribatida) son el grupo más abundante y diverso de microartrópodos del suelo, donde promueven su fertilidad al desintegrar y digerir la materia orgánica (Maraun & Scheu, 2000). Sin embargo, determinadas especies pueden actuar como hospedadores intermediarios de helmintos. De hecho, alrededor de 125 especies de ácaros oribátidos, pertenecientes a 37 géneros y 25 familias, son capaces de albergar hasta 27 especies de cestodos de la familia Anoplocephalidae (Denegri, 1993), de las que aproximadamente 20 son parásitas de animales domésticos (Mullen & O'Connor, 2019). Los géneros *Galumna*, *Scheloribates* y *Zygoribatula* son los más frecuentemente infectados con cisticercoides de anoplocefálicos. En relación al subfilo de los miriápodos, estos son los artrópodos que tienen un interés más discreto en relación a su rol como hospedadores intermediarios de helmintos, a pesar de que estudios recientes están profundizando sobre el tema, sobre todo en países donde algunas especies son un producto habitual de consumo humano, como en el caso de China (Wang et al., 2018). Sin embargo, algunos milpiés como los de los géneros *Narceus* y *Chicobolus* desempeñan un rol importante en la transmisión de cierta helmintosis de importancia médica y veterinaria.

En este sentido, se exponen a continuación dos ejemplos de parasitosis en las que algunos ácaros oribátidos actúan como hospedadores intermediarios y un ejemplo en la que algunos miriápodos hacen lo

propio, produciendo enfermedades de impacto veterinario, pero también médico, según el caso.

Monieziosis

Esta parasitosis está ocasionada por cestodos de la familia Anoplocephalidae, siendo las especies más importantes por un lado *Moniezia expansa* (Fig. 1A), que parasita ovinos, caprinos y otros rumiantes, y por otro lado *M. benedeni*, generalmente parásita de bovinos. Esta enfermedad cosmopolita y de afectación animal suele presentarse de manera subclínica, aunque puede observarse la eliminación de proglótides en las heces. Sin embargo, puede producir manifestaciones entéricas como diarrea, mala digestión y una cierta pérdida de peso en el hospedador (Quiroz Romero, 2011), disminuyendo así la productividad de la explotación afectada, por lo que no debe subestimarse su impacto veterinario.

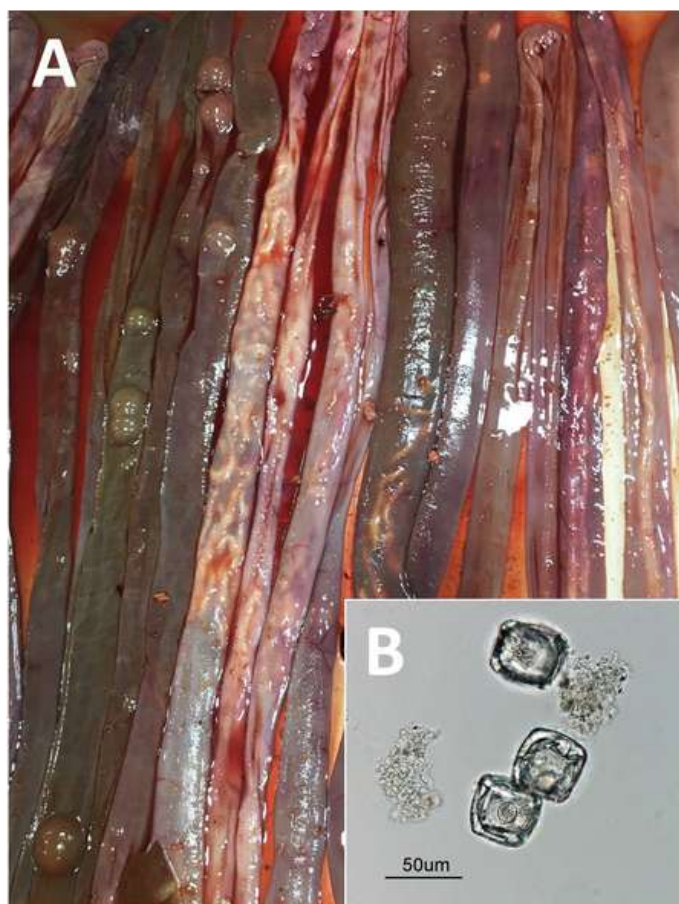


Figura 1. *Moniezia* sp. A) Adulto de *Moniezia expansa* en intestino delgado de oveja; B) Huevo de *Moniezia benedeni*. Fuente: Dra. María Magdalena Garijo Toledo.

Los huevos de estos cestodos – que poseen una característica forma piramidal o cúbica, según la especie (Fig. 1B) – salen al exterior en el interior de las proglótides grávidas contenidas en las heces del hospedador definitivo, fundamentalmente rumiantes domésticos, aunque también silvestres. Las heces cargadas con huevos son consumidas por ácaros oribátidos de hábitos coprófagos que se encuentran en el pasto, en cuyo interior se forma una larva cisticercoide al cabo de unos meses. Esta es la forma infectante para los rumiantes cuando al alimentarse del pasto o forraje consumen, a su vez, a los ácaros. Algunos géneros como *Achipteria*, *Ceratoppia*, *Ceratozetes*, *Liebstadia*, *Oribatula*, *Pergalumna*, *Platynothrus*, *Punctoribates*, *Schelorbates*, *Spatiodamaemus*, *Trichoribates* y *Zygoribatula*, así como otros de la familia Galumnidae (Fig. 2), pueden actuar conjuntamente como hospedadores intermediarios de las dos especies de *Moniezia* de mayor interés veterinario (Mullen & OConnor, 2019). Cuando el ácaro parasitado es ingerido por el hospedador definitivo, el pequeño arácnido es rápidamente digerido, liberándose así el cisticercoide. En el intestino delgado de los rumiantes, el cestodo se fija a la mucosa y se transforma en un adulto que puede alcanzar hasta 5 metros de longitud.

El uso de biocidas para el control de los ácaros está contraindicado por el elevado coste, pero sobre todo por su efecto nocivo con el medio ambiente. En zonas con alta incidencia, se recomienda cosechar la hierba, ararla y volverla a sembrar, prácticas que pueden reducir notablemente la población de ácaros. Asimismo, es importante exponer lo menos posible al ganado, teniendo en cuenta que los oribátidos habitan en pastos húmedos y con poca insolación, y que despliegan su máxima actividad durante las horas crepusculares, al amanecer y al anochecer.



Figura 2. Ácaros oribátidos que pueden actuar como hospedadores intermediarios de monieziosis. A) *Achipteria* sp.; B) *Ceratoppia* sp.; C) Ácaro de la familia Galumnidae; D) *Trichoribates* sp. Fuente: Jessica Joachim.

Anoplocefalosis

Esta enfermedad, también conocida como “anoplocefalidosis”, es una parasitosis ocasionada por cestodos de la familia Anoplocephalidae, siendo las especies más importantes *Anoplocephala perfoliata*, *A. magna* y *Anoplocephaloides mamillana*, las cuales afectan a équidos. La especie más comúnmente asociada a enfermedad clínica es *A. perfoliata*, de distribución cosmopolita y que suele localizarse en el intestino grueso de los équidos, principalmente en la válvula ileocecal. Este parásito puede producir problemas digestivos que se manifiestan con cólicos, diarreas, ulceración y enteritis catarral debido a su fijación a la mucosa de la pared intestinal, además de riesgo de obstrucción intestinal. En casos excepcionales se puede producir perforación intestinal que desencadena en peritonitis e incluso puede conllevar a la muerte del animal (Quiroz Romero, 2011).

Los huevos de estos cestodos – que poseen una característica cubierta con forma de “D” – se excretan al exterior con las heces del

hospedador definitivo, generalmente caballos, asnos, mulos y cebras. Una vez en el exterior, están disponibles para ser ingeridos por los ácaros oribátidos del suelo, en cuyo interior se transforman en cisticercoides. Se han citado hasta 18 especies pertenecientes a 14 géneros que pueden actuar como hospedadores intermediarios en el ciclo de *A. perfoliata*, los más frecuentes del género *Scheloribates*, *Galumna*, *Achipteria* y *Ceratozetes* (Narsapur, 1988). Cuando el hospedador definitivo ingiere pastos que contienen estos ácaros, la larva cisticercoides se transforma en adulto y se desarrolla adhiriéndose a la mucosa intestinal gracias a sus potentes ventosas. En los équidos, la ubicación habitual de *A. magna* y *A. mamillana* suele ser el intestino delgado, mientras que *A. perfoliata* se fija en la porción distal del íleon y en el ciego.

Los animales que tienen acceso directo al pasto poseen un mayor riesgo de infección, aunque los que se encuentran estabulados también desarrollan la helmintosis cuando son suplementados o alimentados con

forrajes frescos contaminados con ácaros oribátidos parasitados. Como medidas de prevención, se recomienda la rotación de pastos, la retirada periódica de las heces de los caballos y el pastoreo alternante con otras especies, como los bovinos.

Macracantorrincosis

Esta parasitosis, también referida como “macracantorrincosis”, está ocasionada por helmintos del filo Acanthocephala y de la familia Oligacanthorhynchidae, siendo las especies más importantes *Macracanthorhynchus hirudinaceus* (Fig. 3) y *M. ingens*. El primero se da probablemente en casi todo el mundo, en lugares donde viven sus hospedadores definitivos (cerdos y jabalíes y, ocasionalmente, vacunos, roedores, perros, monos o el ser humano), mientras que *M. ingens* es endémico de los dos tercios orientales de Norteamérica, donde su hospedador definitivo es el mapache y el oso negro. Aunque la mayoría de los casos humanos de macracantorrincosis se han atribuido a *M. hirudinaceus*, se ha sugerido que en EE. UU. probablemente estén causados por *M. ingens*, sobre todo teniendo en cuenta que se trata de una especie autóctona, junto con la naturaleza sinantrópica que poseen los mapaches (Mathison & Pritt, 2018). Los daños que puede ocasionar una infección por *M. ingens* en animales no humanos afectan la mucosa epitelial llegando a perforaciones en el intestino, que en casos severos puede ocasionar la muerte del animal. En humanos, se pueden presentar síntomas graves que van desde fiebre alta, dolor abdominal intenso, falta o pérdida de apetito, náuseas, diarrea, heces sanguinolentas, perforación intestinal,



Figura 3. Adultos de *Macracanthorhynchus hirudinaceus* en intestino de jabalí. Fuente: Dra. María Magdalena Garijo Toledo.

ascitis, peritonitis e incluso la muerte (Mathison et al., 2016).

Los huevos de estos parásitos – que tienen una característica forma elíptica – salen al exterior con las heces del hospedador definitivo. En el interior de los huevos se encuentra una larva de primer estadio completamente desarrollada llamada acantor. En el medio, los huevos son ingeridos por diferentes artrópodos. En el caso de *M. ingens*, destacan como hospedadores intermediarios los milpiés (Diplopoda) de los géneros *Narceus* (Fig. 4) y *Chicobolus* (Richardson et al., 2016). Dentro del miriápodo, el acantor muda al segundo estadio larvario, conocido como acantela, y pasado un tiempo se enquista en los tejidos del artrópodo, convirtiéndose en un cistacanto infeccioso. Aunque otros artrópodos, como algunos coleópteros, han sido citados como hospedadores intermediarios, son los milpiés espirobólidos los que juegan un rol más relevante en el ciclo de vida de *M. ingens*. El hospedador definitivo se infecta tras ingerir artrópodos con el cistacanto, el cual se desenquista en el vertebrado y se transforma en un adulto que se fijará a la mucosa intestinal. Los seres humanos también se infectan tras la ingestión de milpiés infectados, fundamentalmente los niños pequeños, mucho más propensos a llevarse objetos extraños, e incluso artrópodos, a la boca (Brien et al., 2012).



Figura 4. Ejemplar de *Narceus americanus*. Fuente: Kevin Wiener.

La infección por *Macracanthorhynchus* spp. se previene evitando la ingestión de los hospedadores intermediarios, especialmente milpiés en el caso de *M. ingens*. Los niños pequeños en particular deben ser vigilados con tal de evitar que puedan ingerir artrópodos (Chancey et al., 2020).

CONSIDERACIONES FINALES:

La importancia de los oribátidos como hospedadores intermediarios de cestodos no se limita a los géneros *Moniezia*, *Anoplocephala* y *Anoplocephaloidea*. Otras especies de los géneros *Thysaniezia*, *Stilesia* y *Avitellina*, de elevada importancia veterinaria alrededor del mundo, también tienen a estos quelicerados como organismos clave en su ciclo vital. Las elevadas incidencias de estas parasitosis en rumiantes están directamente relacionadas con grandes poblaciones de ácaros oribátidos. Los pastos recién sembrados poseen un bajo número de ácaros y dan lugar a bajas tasas de infección por anoplocefálidos, incluso en animales jóvenes. Los pastos que han permanecido inalterados durante algunos años favorecen la acumulación de poblaciones de oribátidos, aumentando significativamente el riesgo de parasitismo. Por tanto, para reducir las poblaciones de ácaros y evitar este problema, es recomendable que los rumiantes se alimenten en pastos nuevos, preferiblemente vallados para evitar que el ganado padezca en suelos más agrestes y bosques adyacentes (Mullen & O'Connor, 2019). El saneamiento por pastoreo mixto o alternativo de varias especies, buscando la limpieza recíproca a través de la especificidad, es también una medida eficaz para reducir la carga de estas parasitosis en el sector ganadero.

El primer caso documentado de infección humana por *M. ingens* se registró en 1985 en Texas, EE. UU. Desde entonces, tres casos más han sido reportados en este país, siempre en niños pequeños con edades comprendidas entre los 10 y 18 meses. En todos estos casos las infecciones fueron asintomáticas y tuvieron lugar en entornos rurales, con gran abundancia de mapaches y milpiés en los alrededores; algunos de los niños, además, presentaban historial de comer artrópodos (Chancey et al., 2020). El hecho de ser una parasitosis que afecta a la fauna silvestre, así como la escasez y la circunscripción geográfica de los casos humanos, unido a la baja probabilidad de consumir miriápodos crudos, aún de forma accidental, hacen que esta enfermedad no constituya un problema sanitario de primer orden, además de ser fácilmente evitable en personas.

Para finalizar, en esta serie de artículos hemos comprobado como ciertos artrópodos

desempeñan un papel crucial como hospedadores intermediarios de helmintos, un grupo muy diverso de endoparásitos. Algunos de estos helmintos poseen ciclos de vida complejos que involucran a artrópodos como eslabones clave en su propagación y supervivencia, por lo que la presencia de ciertas especies de insectos, crustáceos, quelicerados y miriápodos aumenta la capacidad de supervivencia y dispersión de estos parásitos, y a su vez el padecimiento de parasitosis para los seres humanos y otros animales. En última instancia, comprender la importancia de los artrópodos en los ciclos de vida de los helmintos es fundamental para implementar estrategias efectivas de prevención y control de estas enfermedades, muchas de ellas de carácter zoonótico.

AGRADECIMIENTOS:

El autor desea agradecer encarecidamente a la Dra. María Magdalena Garijo Toledo, de la Universidad CEU Cardenal Herrera, por el valioso material gráfico facilitado para ilustrar los aspectos morfológicos más relevantes de los helmintos contenidos en este artículo. Asimismo, el autor agradece a Jessica Joachim y a Kevin Wiener por el importante material gráfico concerniente a los ácaros y a los diplópodos, respectivamente.

REFERENCIAS:

Brien JH, Fader R & Wehbe-Janek H. 2012. Successful treatment of *Macracanthorhynchus ingens* infection with Mebendazole. *Journal of Pediatric Infectious Diseases*, 7: 161-163.

Chancey RJ, Sapp SGH, Fox M, Bishop HS, Ndubuisi M, de Almeida M, Montgomery SP & Congeni B. 2020. Patent *Macracanthorhynchus ingens* Infection in a 17-Month-Old Child, Ohio. *Open Forum Infectious Diseases*, 8(2): ofaa641.

Denegri GM. 1993. Review of oribatid mites as intermediate hosts of tapeworms of the Anoplocephalidae. *Experimental and Applied Acarology*, 17: 567-580.

Maraun M, Scheu S. 2000. The structure of oribatid mite communities (Acari, Oribatida): patterns, mechanisms and implications for future research. *Ecography*, 23: 374-383.

Mathison BA & Pritt BS. 2018. A Systematic Overview of Zoonotic Helminth Infections in North America. *Laboratory Medicine*, 49(4): e61–e93.

Mathison BA, Bishop HS, Sanborn CR, dos Santos Souza S & Bradbury R. 2016. *Macracanthorhynchus ingens* infection in an 18-month-old child in Florida: a case report and review of acanthocephaliasis in humans. *Clinical Infectious Diseases*, 63(10): 1357-1359.

Mullen GR & OConnor BM. 2019. Chapter 26 - Mites (Acari). In: Gary R. Mullen GR & Durden LA (Eds.). *Medical and Veterinary Entomology (Third Edition)*. Academic Press, 533-602.

Narsapur VS. 1988. Pathogenesis and biology of anoplocephaline cestodes of domestic animals. *Annales de Recherches Veterinaires*, 19: 1-17.

Quiroz Romero H. 2011. *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. Ed. Limusa, 876 pp.

Richardson D J, Hammond CI & Richardson KE. 2016. The florida ivory millipede, *Chicobolus spinigerus* (Diplopoda: Spirobolidae): A natural intermediate host of *Macracanthorhynchus ingens* (Acanthocephala: Oligacanthorhynchidae). *Southeastern Naturalist*, 15(1): 7-11.

Wang H, Lu L, She D, Wen Z, Mo Z, Li J & Li H. 2018. Eating Centipedes Can Result in *Angiostrongylus cantonensis* Infection: Two Case Reports and Pathogen Investigation. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 99(3): 743-748.



"We can allow satellites, planets, suns, universe, nay whole systems of universes, to be governed by laws, but the smallest insect, we wish to be created at once by special act."

Charles Robert Darwin

Primera cita de *Pseudaulacaspis cockerelli* (Hemiptera: Diaspididae) en la isla de Tenerife (Islas Canarias, España) mediante caracterización molecular y morfológica.

Sobrino Vesperinas, E. & Siverio Núñez, A. Rodríguez Iglesias, J.A.

TS Escuela de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna. San Cristóbal de La Laguna (Tenerife, España).



Pseudaulacaspis cockerelli hembras, una vez eliminado el escudo blanco externo, en el haz de una hoja de *Nerium oleander* (Tenerife, Islas Canarias).

RESUMEN

La cochinilla de escudo *Pseudaulacaspis cockerelli* ha sido identificada por primera vez en la isla de Tenerife (Islas Canarias, España), parasitando ejemplares de *Nerium oleander*. Su clasificación taxonómica se ha realizado de forma inequívoca, combinando técnicas moleculares y análisis micromorfológicos. Desde el punto de vista molecular, parte de la región codificante de la subunidad 1 de la enzima citocromo oxidasa (CO1) ha sido amplificada por PCR y secuenciada a partir de varios especímenes. Además, se ha realizado un estudio micromorfológico detallado que ha confirmado los datos moleculares.

PALABRAS CLAVE

Pseudaulacaspis cockerelli, *Diaspididae*, *Nerium oleander*, Canarias, invasión biológica, caracterización molecular, caracterización morfológica.

INTRODUCCIÓN

La superfamilia Coccoidea (Orden Hemiptera) engloba una gran cantidad de especies de insectos comúnmente conocidas como cochinillas, muchas de ellas parásitos de las plantas. De hecho, se estima que abarca más de 10.000 especies, aunque alrededor del 30% son aún especies desconocidas (Deng & col. 2016). Estos hemípteros se clasifican en cinco familias principales que, según el número de especies en orden decreciente, son *Diaspididae*, *Pseucoccidae*, *Coccidae*, *Monophlebidae* y *Ortheizidae* (Granara de Willink, 2003; Ben-Dov & al., 2015). De las aproximadamente 7.800 especies conocidas de coccideas, más de 2.500 especies están representadas en la familia Diaspididae, distribuidas en casi 400 géneros (García & al., 2016; Ben Dov & al., 2015). Por tanto, esta alta biodiversidad hace que la familia Diaspididae sea de gran interés desde el punto de vista taxonómico.

En un estudio detallado sobre las diferentes familias de cocos realizado en Canarias, se han citado un total de 44 especies pertenecientes a la familia Diaspididae (Carnero & Pérez-Guerra, 1986). Más recientemente, en el “Listado de Especies Silvestres de Canarias” (Arechavaleta & al., 2010), se citan 52 especies de la familia Diaspididae, de las que al menos 35 se describen como exóticas o introducidas. Por este motivo, la familia Diaspididae se considera actualmente una de las familias de cochinilla harinosa con mayor número de especies introducidas. Es posible que el incremento en el número de especies descritas entre ambos estudios (8 especies nuevas) se deba a la realización de diferentes revisiones sobre su clasificación taxonómica (Normark & al., 2019).

En la actualidad, la actividad humana ha generado un gran incremento en la diversidad y abundancia de especies alóctonas en diferentes grupos taxonómicos. Esta situación, en general, se debe a diferentes factores, como el cambio climático o la proliferación de la jardinería basada en la introducción de especies exóticas que se naturalizan como consecuencia de una buena adaptación a los climas cálidos (Heywood, 2009). En el caso singular de Canarias, existen razones muy concretas que favorecen la introducción de especies, con un mayor aprovechamiento de especies tropicales y subtropicales en jardinería para crear espacios turísticos singulares, los altos niveles de intercambio de mercancías por vía aérea o marítima, o el gran incremento del turismo, que es concretamente una de las vías más importantes para su implantación.

Todo lo anterior, sumado al elevado número de especies alóctonas pertenecientes a la familia Diaspididae, hace imprescindible su seguimiento y control a nivel mundial, pero especialmente en los frágiles ecosistemas insulares (Rosen, 1990).

Tradicionalmente, la identificación taxonómica de las especies de cochinilla harinosa se ha basado en estudios morfológicos. Sin embargo, dada la gran similitud entre las distintas especies, se necesita personal cualificado y con experiencia, e incluso en esta situación, es un procedimiento complejo y tedioso. Por tanto, el primer problema a resolver a la hora de diseñar estrategias de gestión y control de estas especies exóticas ha sido diseñar un método que permita diferenciarlas fácilmente de las especies autóctonas, y con un alto nivel de confianza. Este problema se ha resuelto incorporando técnicas moleculares al análisis taxonómico, y en el caso de la familia Diaspididae, en concreto mediante la secuenciación de un fragmento génico que codifica la subunidad 1 del citocromo oxidasa (COI), muy utilizado para la identificación de la estructura molecular de especies de hexápodos (Park & al., 2010). La gran ventaja de estas técnicas radica en su alto grado de reproducibilidad, sensibilidad y rapidez de ejecución. La determinación taxonómica ha

incorporado nuevas posibilidades, lo que está permitiendo analizar y determinar con gran fiabilidad, especies de grupos tan complejos como insectos y arácnidos, que por su tremenda variabilidad eran muy complejos. Durante las últimas décadas, los análisis moleculares están generando aportes taxonómicos relevantes, lo que ha implicado un profundo reordenamiento de las relaciones entre los distintos taxones y ha dado lugar a revisiones taxonómicas de trascendencia (Ajmal Ali al., 2014). Una de las especies más representativas de la familia Diaspididae es *Pseudaulacaspis cockerelli*, comúnmente conocida como cochinilla de escudo (Cooley, 1897).

P. cockerelli se caracteriza por su capacidad para parasitar numerosas especies de plantas cultivadas, muy diferentes entre sí desde el punto de vista morfológico y taxonómico (Johnson & Lyon, 1991). Esta capacidad le confiere una gran importancia económica, especialmente por los daños que genera en horticultura ornamental y fruticultura (Dekle, 1976). A lo anterior, hay que añadir que se trata de una especie claramente polífaga, con capacidad de adaptarse a diferentes tipos de clima, desde tropical a subtropical y, en menor medida, a climas cálidos y templados (Claps al., 2001). Actualmente, es una especie claramente cosmopolita, como demuestra el aumento del área de distribución que ha experimentado en los últimos años, siendo citada en regiones tan dispares como Italia (Russo & Mazzeo, 1992), China (Zhang & al., 2008), Estados Unidos (Hamon & Fasulo, 2000), Argentina (Amún & Claps, 2015) o Corea (Suh, 2015). En el presente trabajo, la cochinilla de escudo *Pseudaulacaspis cockerelli* ha sido identificada por primera vez en la isla de Tenerife (Islas Canarias, España), parasitando ejemplares de *Nerium oleander* localizadas en un jardín del centro de la ciudad de Santa Cruz de Tenerife. La identificación taxonómica se ha llevado a cabo mediante una combinación de técnicas moleculares y análisis micromorfológicos.

MATERIAL Y MÉTODOS

Muestreo

Se recogieron hojas de adelfa (*Nerium oleander*: Apocinaceae) parasitadas por cochinillas en una zona ajardinada (28° 28' 33" N, 16° 15' 19" O) del municipio de Santa Cruz de Tenerife (Islas Canarias), a una altitud de 76 metros sobre el nivel del mar. Las muestras se tomaron en dos fechas diferentes, de varias plantas de la misma especie elegidas al azar, a diferentes alturas y con diferentes grados de infección. Se introdujeron en bolsas estériles debidamente identificadas, las cuales se mantuvieron a 4 °C durante su traslado al laboratorio para su correcta conservación. Del conjunto de hojas obtenido se extrajeron cuatro muestras de cochinilla, tres de ellas (NO1, NO2 y NO3) de hojas tomadas en el primer muestreo, y una cuarta (NO4) del segundo muestreo. Las muestras de NO1, NO2 y NO4 estaban compuestas

por un único individuo, mientras que la muestra NO3 estuvo conformada por 16 individuos en diferentes estados fenológicos. En todos los casos, los insectos muestreados fueron escogidos al azar, separados de las hojas con ayuda de sacabocados estériles, colocados en tubos Eppendorf con 50 µl de etanol al 100% (v/v) y almacenados a -20°C hasta lo cual se procedió a su análisis molecular, extracción de ADN y amplificación por PCR. La extracción de ADN genómico se realizó con el kit comercial EZNA Tissue DNA (Omega Biotek), siguiendo las instrucciones proporcionadas por el fabricante, con algunas modificaciones. Las muestras se centrifugaron (10 min, 15000 xg) para facilitar la eliminación completa del etanol utilizado como conservante. Luego, se colocaron en nitrógeno líquido durante unos segundos y se homogeneizaron mecánicamente. Se añadió 1 µL de Proteinasa K (10 µg µL⁻¹) al tampón de lisis suministrado con el kit y se incubó a 65 °C durante 30 min para facilitar la digestión enzimática. El ADN genómico se eluyó en 100 µl del tampón de elución suministrado con el kit y se sometió a electroforesis en gel de agarosa para su análisis. El gel de agarosa (Agarose ITM, VWR) se preparó al 1% en tampón TAE 1X, adicionando GelRed TM 1X (Biotium) para visualizar las bandas de ADN obtenidas, y cuantificarlas comparando la fluorescencia emitida con la producida por 0,1 µg de peso molecular marcador 1Kb DNA Ladder (Panreac) cargado en el mismo gel, con el software GelAnalyzer (<http://www.gelanalyzer.com>).

La región del ADN mitocondrial que codifica para la subunidad 1 de la Citocromo C Oxidasa (COI) se amplificó mediante reacción en cadena de la polimerasa (PCR), utilizando el kit AmpOne Taq ADN polimerasa (GeneAll), según indicaciones del fabricante. Se utilizaron los iniciadores PcoF1 (5'-CCTTCAACTAATCATAAAAATATYAG-3') y LepR1 (5'-TAAACTTCTGGATGTCCAAAAATCA-3'), diseñados específicamente para amplificar esta región en hexápodos (Park & al., 2010). Las condiciones en las que se realizó la PCR consistieron en un período inicial de desnaturalización (95°C, 2 min), seguido de 40 ciclos de amplificación (95 °C, 20 s; 50 °C, 30 s; 72 °C, 90 s) y un período de extensión final (72°C, 5 min). La calidad y cantidad de los productos de amplificación obtenidos se comprobó mediante electroforesis en gel de agarosa, que se llevó a cabo en las condiciones descritas anteriormente.

Secuenciación y base de comparación de datos

En el caso de la muestra NO2, se realizó una etapa de precipitación con acetato de sodio y etanol, y posterior dilución en 5 µL de H₂O, para aumentar su concentración, mientras que las muestras NO1, NO3 y NO4 se utilizaron directamente para la purificación. Para ello, se mezclaron 5 µL de cada producto de PCR con 1 µL del reactivo ExoSAP-IT (Thermo Fisher Scientific), y se llevó a cabo la purificación según las instrucciones del fabricante.

Posteriormente, para cada producto de PCR purificado, se prepararon cuatro reacciones de secuenciación, dos con el iniciador PcoF1 y dos con el iniciador LepR1, con el objetivo de obtener al menos cuatro secuencias para cada muestra. Las reacciones de secuenciación se llevaron a cabo a partir de 1 µL de cada producto de PCR purificado, utilizando el kit de secuenciación de ciclo BigDye TM Terminator v3.1 (Thermo Fisher Scientific), siguiendo las instrucciones del fabricante. Las reacciones de secuenciación se precipitaron con etanol-EDTA, según las instrucciones del fabricante, y se resuspendieron en 10 µL de HiDi Formamida (Thermo Fisher Scientific). La electroforesis capilar se realizó en un analizador genético de la serie 3500 (Thermo Fisher Scientific). Las secuencias obtenidas se analizaron manualmente con el software Chromas V2.6.5 (<http://technelysium.com>), para identificar posibles errores de lectura y regiones con baja calidad de identificación de bases.

Las diferentes secuencias obtenidas para las muestras NO2 y NO4 se alinearon con el servidor CLUSTAL OMEGA (Sievers & al., 2011) para obtener una secuencia consenso de alta calidad para cada muestra. En ambos casos se seleccionaron las secuencias correspondientes a los cebadores LepR1 y PcoF1. Para la identificación molecular, las secuencias obtenidas se compararon con todas las depositadas en la base de datos del NCBI (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/>) mediante una búsqueda BLAST (Altschul & al., 1990; Zhang & al., 2000), utilizando los parámetros predeterminados.

Secuencia de consenso encontrada:

```
AATTTTATATTTAATATTAGGAATATGATCAGGAA
TGTTAGGAATATCTATAAGAATAATAATTCGAAC
TGAATTAATTAATATTAATAATAATTTTAATAATA
ATAATATTTATTATTCAAATATTACTTTACATGCA
TTAATTATAATTTTTTTTATAACTATACCTATTATT
ATTGGAAGAACAAGAACTGATTTATTCCATTAA
TAATTAATTC AATAGATTTAATTTATCCTCGAATA
AATAATTTAAGATTTTGATTTCTATTACCCTCAAT
AAAATTAATATTTTTAAATATATTAATTTTAAATAA
TATTAATTCAGGATGAACATTATATCCTCCTTTA
ATTTTACAAAATAATATATCAATTAACCTTTATTAT
TTTATCTTTACATATAAATGGAATCTCTTCAATTA
TAAGATCAATAAATTTTATTATTTCAATATTATTT
ATAAAAATAAAAATTTTTAAATTTTATATTTTATTAAT
TTATTTTGTTGATCTATTATAATTACATCAATCTT
ATTAATTATTTTCAGTACCAGTATTAGCAAGAGGA
ATTACAATAATTCTAACTGATTATAATTTTAAAC
AATATTTTTTAATCCAGAAGGAAATGGAAATCCT
ATTATATTTCAACATCTTTTC
```

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Primera cita de *Pseudaulacaspis cockerelli* en Tenerife (Islas Canarias)

La especie se ha encontrado en dos localidades diferentes de la isla de Tenerife (Islas Canarias, España), parasitando plantas ornamentales de

Nerium oleander en ambos casos. En **Santa Cruz de Tenerife** abundantes colonias de cochinilla escudo parasitan exclusivamente plantas de *Nerium oleander* dispuestas en una plaza ajardinada con seto perimetral, de las especies mencionadas como núcleo principal (28° 28' 33" N, 16° 15' 19" O). Parasita principalmente las hojas (haz y envés) y en menor medida, la parte superior de los tallos. Desde el sitio inicial, se expande espontáneamente en dos jardines privados situados, uno en 25 metros al este y el otro a 20 metros hacia el este. La expansión del parásito en el Municipio de Santa Cruz de Tenerife. En dos áreas adyacentes al núcleo, parecen indicar un comportamiento invasivo inicial del parásito en estas condiciones.

En **Puerto de la Cruz, Tenerife** se encuentra sobre plantas de *Nerium oleander* en Playa jardín, perteneciente al municipio de Puerto de la Cruz, parasitándola con patrones de comportamiento similares a los mencionados anteriormente.

Origen y áreas de expansión

Su zona de origen se encuentra en áreas tropicales y subtropicales de Asia: Corea, Japón, Tailandia, India, China (Suh, 2017). Podemos encontrar una distribución detallada en los registros gbif situada en Tailandia, Singapur, Japón, India, Malasia, Ceylan, Seychelles, Zanzibar, Sri Lanka, Islas Maldivas, Filipinas, Espíritu Santo, Macao, dichos registros incluyen aquellas donde se ha introducido como especie alóctona, llegando a alcanzar hasta 48 localidades.

Su área de expansión actual, como especie no autóctona, es muy amplia, dando como resultado un comportamiento cosmopolita en zonas cálidas. En Estados Unidos se ha citado en California sobre palma en cuarentena procedente de China y posteriormente, en Florida en 1953 sobre *Magnolia virginiana* (Merril, 1953), extendiéndose a otros estados como Georgia (Tippins, 1968) Tropical e islas tanto del Océano Pacífico como del Atlántico, en los archipiélagos de Hawai o Bahamas. Actualmente, está muy extendido por zonas del planeta con carácter tropical, aunque más recientemente se ha citado en otras zonas cálidas, no todas estrictamente tropicales, como Madagascar, Sudáfrica y Australia (Watson & al., 2014). En la Europa mediterránea se ha citado ocasionalmente en Italia en zonas de invernadero (Russo & Mazzeo, 1992). Recientemente ha sido citado en América del Sur, Argentina y Chile (Amún & Claps, 2016). En Canarias no se había encontrado hasta ahora, confirmándose con el Listado de Especies Vegetales de Canarias (Arechavaleta & al., 2010), y con la revisión bibliográfica realizada.

Identificación molecular

Como primera aproximación para la identificación molecular del patógeno aislado, se comparó la secuencia de ADN de la Subunidad 1 de la Citocromo Oxidasa (COI) obtenida con las depositadas en el NCBI Genbank utilizando el algoritmo BLAST de nucleótidos con parámetros por defecto, pero limitando la búsqueda a secuencias del material tipo.

Posteriormente, la identificación molecular del parásito aislado, obtenida mediante la secuenciación del gen que codifica la citocromo oxidasa I (COI), se comparó con las depositadas en el NCBI Genbank utilizando el algoritmo de nucleótidos BLAST con los parámetros por defecto, pero limitando la búsqueda de las secuencias de este tipo de material. La búsqueda mostró una sola secuencia con 95% de analogía y 100% de cobertura, correspondiente a *Pseudaulacaspis cockerelli* (MW940379) (Sobrinho, E. y Siverio, A, 2021). (*Pseudaulacaspis cockerelli* aislado SE5-80 gen de la subunidad 1 de la citocromo oxidasa - KX091222.1) (Qin & al., 2018).

Descripción	Nombre científico	Máximo puntaje	Puntaje bit	Cobertura de secuencia	Valor E	Por. Ident.	Acc. Gen.	Admisión
<input checked="" type="checkbox"/> Pseudaulacaspis cockerelli aislado SE5-80 gen de la subunidad 1 de la citocromo oxidasa, COI, Loba (18)	<i>Pseudaulacaspis</i>	1000	1000	100%	0.0	100.00%	HM474344.1	09/05/2013
<input checked="" type="checkbox"/> Pseudaulacaspis cockerelli aislado SE5-80 gen de la subunidad 1 de la citocromo oxidasa, COI, Loba (18)	<i>Pseudaulacaspis</i>	950	950	95%	0.0	100.00%	KX091222.1	02/03/2018
<input checked="" type="checkbox"/> Pseudaulacaspis cockerelli aislado SE5-80 gen de la subunidad 1 de la citocromo oxidasa, COI, Loba (18)	<i>Pseudaulacaspis</i>	942	942	94%	0.0	99.84%	KX091222.1	02/03/2018
<input checked="" type="checkbox"/> Pseudaulacaspis cockerelli aislado SE5-80 gen de la subunidad 1 de la citocromo oxidasa, COI, Loba (18)	<i>Pseudaulacaspis</i>	902	902	90%	0.0	99.84%	KX091222.1	02/03/2018

Fig 1. – Resultado de las secuencias obtenidas en el NCBI Genbank.

Árbol de distancia de resultados

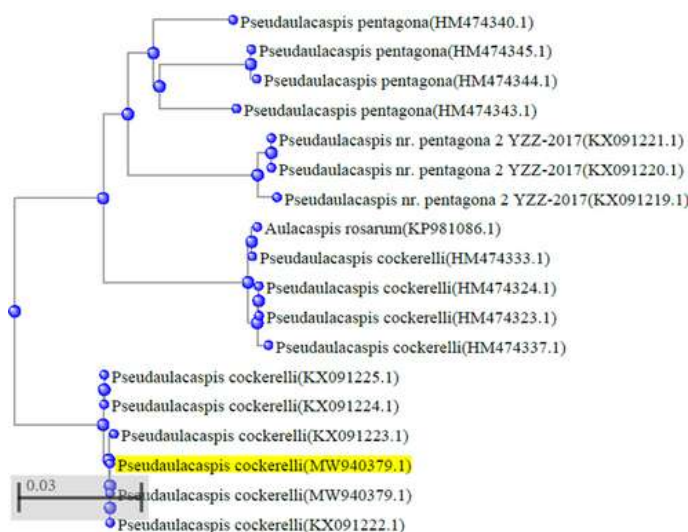


Fig 2. Método de Árbol Evolución mínima rápida de Distancia: 0,03.

Caracterización morfológica y anatómica

La determinación taxonómica por vía morfológica y anatómica se ha realizado en base a las características del escudo de la hembra (**hijos 3 y 4**) y también por la morfología de la hembra una vez retirado el escudo (**hijos 5 y 6**). Desde el punto de vista anatómico, las características de las hembras sin escudo (hijo. 7 y 8) presentan una fuerte involución ya que también tienen atrofiadas las antenas. Aunque en las fases iniciales conserva brevemente las patas y los ojos, para posteriormente conservar únicamente el pico chupador, que le permite alimentarse de la savia de la planta huésped, así como de los sistemas digestivo y reproductivo. Ponen huevos amarillos, que protegen manteniéndolos dentro del escudo.

Presenta un marcado dimorfismo sexual, mostrando machos y hembras notables diferencias tanto en su ciclo biológico como en tamaño y forma, así como en su morfología, es precisamente la morfología del escudo de la hembra la que se utiliza para determinar la especie. Otra característica de los Diaspididae, que tienen ambos sexos, es la presencia de un escudo blanco ceroso, que les ayuda a protegerse de los depredadores, frecuentemente avispas de varias especies.

El escudo del macho tiene forma de varilla con extremos romos. Los machos adultos son blancos, de tamaño pequeño alcanzando solo 1 mm de longitud, alados y no ingieren alimento después de la metamorfosis. Su ciclo de vida es mucho más corto que el de las hembras, agrupándose para formar un racimo, lo que facilita su función reproductiva.

El escudo de las hembras es más grande (longitud 2-3 mm), de color blanco, subtriangular alargado con un extremo puntiagudo y el otro redondeado y más ancho, que le da forma de pera (fig. X). Una vez eliminada la cubierta cerosa, es amarilla, de 1,5 mm de largo y 0,7 mm de ancho, pigidio ligeramente agudo, ano circular pequeño y vulva grande.

Las hembras adultas presentan una morfología característica de Diaspididae, con pérdida de patas, ojos y alas, en un proceso involutivo muy pronunciado en la etapa juvenil. Los huevos eclosionan bajo el escudo materno, durante varias horas, hasta dejarlo. Iniciándose así un período de deambulación por la planta hasta la elección de su emplazamiento, donde se producirá la secreción que formará el escudo. Las características observadas son consistentes con la descripción de Amún y Claps de *Pseudaulacaspis cockerelli* en su primera descripción para América Latina (Amún & Claps, 2016).



Fig 3.- Hembras adultas de *Pseudaulacaspis cockerelli* en el haz de las hojas de *Nerium oleander*.



Fig.4.- Hembra adulta de *Pseudaulacaspis cockerelli* mostrando la morfología del escudo.



Fig. 5.- Hembra adulta de *Pseudaulacaspis cockerelli* mostrando la parte interior del escudo.



Fig. 6.- Larvas de *Pseudaulacaspis cockerelli* extraídas del interior del escudo de la hembra.



Fig. 7.- *Pseudaulacaspis cockerelli*, abdomen inferior característico mostrando zona anal y pigidio. (Tenerife, Islas Canarias).

Los resultados obtenidos muestran concordancia entre la caracterización morfológica y la taxonomía obtenida por secuenciación molecular, los datos de los cuales han sido depositados en el archivo GeneBank, en la identificación de las muestras como *Pseudaulacaspis cockerelli* (MW940379). Por el momento, aunque la especie se ha naturalizado y presenta una tendencia invasora inicial, está claramente limitada en las zonas de entrada, y podría considerarse como el momento idóneo para intentar su erradicación, sobre todo conociendo el alcance de su difusión como especie exótica. en varias zonas. Las últimas citas encontradas mencionan una alta capacidad para parasitar diferentes plantas en zonas tropicales y subtropicales del planeta. Además del gran número de especies que es capaz de parasitar, que según Claps, Wolff & González (2001) alcanza la cifra de 75 familias cultivadas, lo que permite considerar que constituye un peligro potencial muy grave como parásito de frutos y especies ornamentales tanto en la isla de Tenerife, como en el conjunto de Canarias.

AGRADECIMIENTO

Queremos agradecer al Servicio General de Apoyo a la Investigación (SEGAI) de la Universidad de La Laguna su apoyo en la realización del análisis molecular.



Fig.8.- Cluster de machos adultos de *Pseudaulacaspis cockerelli* sobre *Nerium oleander*.

BIBLIOGRAFÍA

- Avas, B. Hamon y TR Fasulo. (2000). Queremos agradecer al Servicio General de Apoyo a la Investigación (SEGAI) de la Universidad de La Laguna su apoyo en la realización del análisis molecular. ufl.edu/creatures/orn/scales/false_oleander_scale.htm
- Cooley, RA (1897). Nueva especie de Chionaspis. Entomólogo canadiense 29: 278–282.

Ben-Dov, DR, Miller y GAP Gibson. (2015). ScaleNet: base de datos de insectos escamosos (Coccoidea). (Disponible en: <https://data.nal.usda.gov/dataset/scalenet-scale-insects-coccoidea-database>, consultado por última vez en agosto (2020).

Carnero, A. & Pérez-Guerra, G. (1986). Coccidos (Homoptera : Coccoidea) de Canarias. INI, Madrid.

Claps, LE, Wolff, VRS & González, RH (2001). Catálogo de los exóticos Diaspididae (Hemiptera:Coccoidea) de Argentina, Brasil y Chile. Rev. Soc. Entomol. Argén. 60 (1-4): 9-34.

Dekle, GW (1976). "Florida Armored Scale Insects", Artrópodos de Florida y áreas de tierras vecinas 3: 1-345.

Heywood, V. & Brunel, S. (2009). Código de conducta en horticultura y plantas invasoras. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Madrid.

Izquierdo, I. , JL Martín, N. Zuriza & M. Arechavaleta (eds.) (2004). Relación de especies silvestres de Canarias (hongos, plantas y animales terrestres). Consejería de Medio Ambiente y Ordenación del Territorio, Gobierno de Canarias. 500 pp. Actualizado en 2019. Accesible (2014) en: <http://www.Gobiernodecanarias.org/medioambienet/e/piac/descargas/Biodiversidaddocumentos-interes/Listas-Species/Publications-Lista-Terres-2009.pdf>.

Arechavaleta, M., Rodríguez, S., I. Zuriza, N. & García, A. (2010). Relación de especies silvestres de Canarias (hongos, plantas y animales terrestres). Consejería de Medio Ambiente y Ordenación del Territorio, Gobierno de Canarias. 579 págs. Accesible (2020) en: http://www.gobiernodecanarias.org/medioambienet/piac/descargas/Biodiversidad/Listas-Especies/Lista_Especies_Silvestres.pdf

García, M., B. Denno, DR Miller, GL Miller, Y. Ben-Dov y NB Hardy. (2016). ScaleNet: un modelo basado en la literatura de la biología y la sistemática de los insectos a escala. (Disponible en <http://scalenet.info>. Consultado por última vez en agosto de 2020).

Granara De Willink, MC & Claps, LC (2003). Cochinillas (Hemiptera:Coccoidea) presentes en plantas ornamentales de Argentina. Neotrop. Entomol. vol. 32 núm. 4 Londrina Oct./ Dic. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2003000400013>

Johnson, WT y Lyon, HH (1991). Insectos que se alimentan de árboles y arbustos. 2ª edición, revisada.

Park, DS, SJ Suhn, PDN, Hebert, HW Oh. y KJ Hong. (2011). Códigos de barras de ADN para dos

Merrill GB (1953). Una revisión de los insectos escala de Florida. Junta de Plantas de Florida. Boletín 1: 1- 143.

Normark, BB, Okusu, A., Morse, GE, Peterson, DA, Itioka, T. y Schneider, SA (2019). Filogenia y clasificación de cochinillas acorazadas (Hemiptera: Coccoomorpha: Diaspididae). Zootaxa, 4616 (1), zootaxa.4616.1.1. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4616.1.1>

Park, DS, Suh, SJ, Oh, HW y Hebert, PD (2010). Recuperación de la región del código de barras COI mitocondrial en diversos Hexapoda a través de cebadores basados en ARNt. Genómica BMC, 11, 423. <https://doi.org/10.1186/1471-2164-11-423>

Familias de insectos escamosos, cochinillas harinosas (Hemiptera: Pseudococcidae) y escamas acorazadas (Hemiptera: Diaspididae). Toro. Entomol. Investigación, 101, 429-434. <https://doi.org/10.1017/S0007485310000714>

Qin, YG, Zhou, QS, Yu, F., Wang, XB, Wei, JF, Zhu, CD, Zhang, YZ y Vogler, AP (2018). Especificidad del huésped de los parasitoides (Encyrtidae) hacia los insectos de escamas acorazadas (Diaspididae): Desenredando el efecto de las especies crípticas en las redes alimentarias cuantitativas. Ecología y evolución, 8 (16), 7879–7893. <https://doi.org/10.1002/ece3.4344>

Rosen, D. (1990). Insectos de escamas acorazadas, su biología, enemigos naturales y control (Serie titulada: World Crop Pest. Vol 4A) Elsevier Amsterdam, Países Bajos. 688 pág.

Russo A. y Mazzeo G. (1992). *Rhizococcus americanus* (Hambleton) y *Pseudaulacaspis cockerelli* (Cooley) (Homoptera Coccoidea) dañando plantas ornamentales en Italia. Bollettino di Zoologia Agraria e di Bachicoltura. 1992. 24: 2, 215-221.

Suh, SJ (2017). Clave para las especies coreanas de cochinillas acorazadas (Hemiptera: Diaspididae). Insecta Mundi 0526: 1-11.

Tippins, H. (1968). Observaciones sobre *Phenacaspis cockerelli* Cooley, una plaga de plantas ornamentales en Georgia. Revista de la Sociedad Entomológica de Georgia, 3: 68-71.

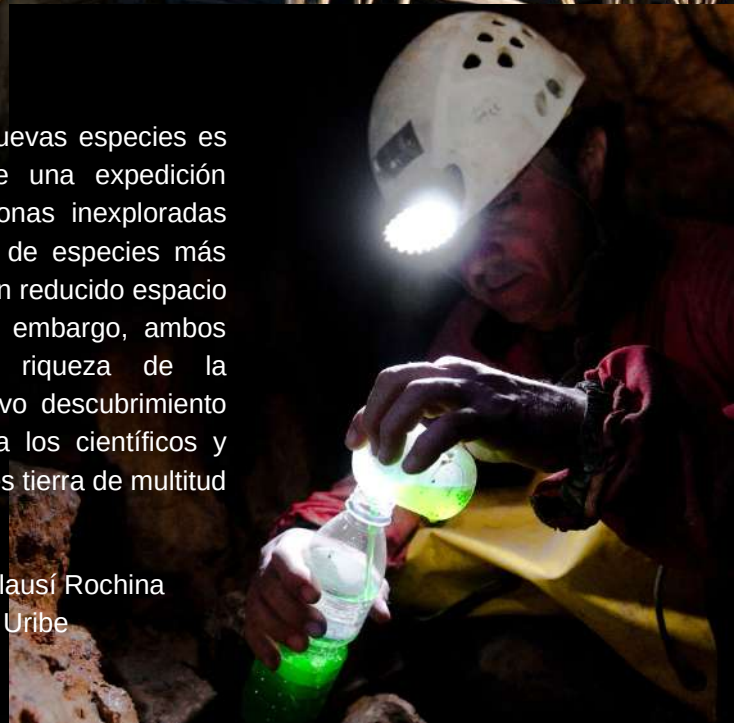
Watson GW, R. Muniappan, BM Shepard, DT Sembel, AR Gerlad, DR Carner y EP Benson. (2014). Registros de insectos chupadores de savia (Hemiptera: Sternorrhyncha y Thysanoptera: Thripidae) de Indonesia. Entomólogo de Florida 97(4):1594.1597: <https://doi.org/10.1653/024.097.0432>

Tras la pista de una nueva especie



El hallazgo masivo de nuevas especies es noticia por proceder de una expedición científica que estudia zonas inexploradas del planeta. En el caso de especies más modestas, solo ocupan un reducido espacio en la crónica local. Sin embargo, ambos aportan valor en la riqueza de la biodiversidad. Cada nuevo descubrimiento es un gran avance para los científicos y España en este campo, es tierra de multitud de posibilidades.

Fotografías: (c) Raquel Clausí Rochina
Texto: (c) Cristina Molina Uribe



Con uno de los territorios de mayor extensión de Europa, la península ibérica tiene una singular historia geográfica. Estuvo en contacto con África varias veces, durante el mesozoico permaneció emergida lo que le permitió albergar especies que desaparecieron en el resto del continente europeo. A esto se suma una variedad climática y orográfica. El gradiente de altitud que comienza en la Comunidad Valenciana y termina en Aragón ilustra una de las singularidades ambientales de la península. En un trayecto de dos horas en coche desde el nivel del mar, se alcanza la sierra de Javalambre a dos mil metros a través de hábitats muy diferentes. Esta gran variedad de ambientes y de climas preserva una extensa diversidad de organismos. “Todos estos factores hacen que cualquier especialista extranjero se sorprenda por la biodiversidad que alberga España” asegura el biólogo A. Sendra.

En el siglo XVIII, España era un destino de las expediciones naturalistas del norte y del centro de Europa. Aquellos estudiosos recorrían la península para capturar ejemplares de fauna y flora con afanes coleccionistas. Tres siglos más tarde, “resulta imposible abarcar todos los especímenes conocidos y los biólogos actuales tienden a especializarse en un determinado grupo” aclara el entomólogo X. Baixeras. Forman equipos de expertos de distintos ámbitos que colaboran en proyectos de investigación a través de universidades de todo el planeta. Su destreza hace que desarrollen un ojo clínico para reconocer organismos todavía desconocidos en su campo. Es entonces cuando empieza la tarea de identificación previa a la descripción del nuevo organismo. “Este laborioso proceso puede durar incluso siglos hasta completarse la clasificación de la nueva especie”.

Encontrar nuevos organismos es más frecuente de lo que cabe pensar a priori. Según los expertos, cualquier franja de la península es proclive a albergar nuevos seres. El territorio ibérico posee un índice de diversidad similar al de la selva tropical. Puede que las características de sus ejemplares no sean tan vistosas pero su presencia dice mucho. Los ambientes más idóneos son los que presentan gran variedad de hábitats y los aislados sin impacto del ser humano. Son refugios de entes que quedan separados genéticamente al carecer de contacto con otras poblaciones. Con el tiempo, se convierten en organismos incógnitos, todavía sin clasificación taxonómica. “Es el caso de las cuevas con la fragmentación de espacios y la altura a más de mil metros” coinciden Baixeras y Sendra. “El medio acuático continental intacto es otro de los espacios ocupados por estas nuevas especies” añade el limnólogo J. Rueda. A menudo, solo pueden encontrarse en una determinada localización, lo que las hace únicas en el mundo y se las conoce como los endemismos de una región.

Implicaciones medioambientales

Para los científicos, el descubrimiento de un nuevo ser es crucial. Se abre un espacio distinto en el que encajará el taxón recién hallado para ampliar el conocimiento de nuestro patrimonio biológico. “Aporta información muy importante sobre la estructura de los ecosistemas y el modo de funcionamiento de los distintos elementos que lo componen” explica el malacólogo A. Martínez-Ortí. Como los demás organismos de un medio, el papel ecológico de la nueva especie tiene su influencia sobre la cadena alimenticia. Comprender el funcionamiento de cada elemento del ecosistema permite prevenir los efectos de una catástrofe ecológica. Todos conocen la importancia de mantener unos suelos con una buena cobertura vegetal para mantener los árboles y evitar la erosión o los corrimientos de tierra en caso de lluvias torrenciales.

Entender la función exacta de los organismos en un ecosistema posibilita programar planes de protección de hábitats. “Cuando un investigador descubre una nueva especie proporciona además datos sobre su conservación y su protección” añade Martínez-Ortí. Esta información necesaria a las administraciones se integra en una base de datos de biodiversidad. Todo este conocimiento favorece la conservación de las nuevas especies y sus hábitats. En algunos casos, la acción humana sobre el medio ambiente ha extinguido especies sin la menor oportunidad de ser reveladas antes. La biota peninsular se estudia desde hace tres siglos y el impacto humano sobre el medio es tal que el descubrimiento de un nuevo organismo adquiere todavía más valor. “La necesidad de conocer la diversidad es más grande que nuestra capacidad de describir nuevas especies” admite Baixeras.

A primera vista, la desaparición de una especie puede parecer inconsecuente en nuestro día a día. Sin embargo, la ausencia de un organismo en la cadena trófica provoca desequilibrios en un ecosistema que pueden provocar plagas a largo plazo. Rueda explica que “las especies dan lugar a posibilidades evolutivas y a un futuro prometedor. Cuando una especie desaparece, el código genético del planeta pierde riqueza.”

“Las especies dan lugar a posibilidades evolutivas y a un futuro prometedor. Cuando una especie desaparece, el código genético del planeta pierde riqueza.”



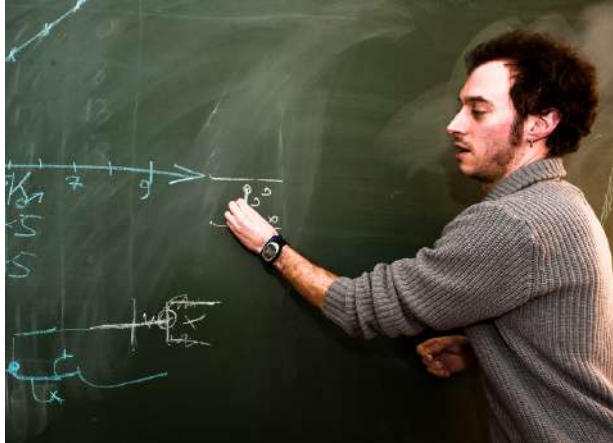
El territorio ibérico posee un índice de diversidad similar al de la selva tropical.

El descubrimiento de nuevas especies favorece las políticas de protección de su hábitat.





Investigadores de todo el mundo trabajan en una red de colaboración multidisciplinar.



Arriba izquierda: La diversidad de hábitats es el factor clave para la abundancia de especies endémicas.

Arriba centro y derecha, abajo centrado: Investigadores de todo el mundo trabajan en una red de colaboración multidisciplinar.

Abajo derecha: Los datos de la nueva especie descubierta por los biólogos serán proporcionados a las administraciones para implementar políticas de protección.



La labor educativa de los museos nos permite comprender la interrelación de las especies en un ecosistema.





Arriba y centro : La labor educativa de los museos permite conocer la interrelación de las especies que forman un ecosistema.

Abajo: En el futuro, seguir descubriendo nuevas especies dependerá de nuestra capacidad de proteger los hábitats naturales.





EL NACIMIENTO DE UN NUEVO TAXÓN

La mayor parte de los actuales descubrimientos de nuevas especies es fruto de la casualidad y pocas veces trasciende a la sociedad. El trabajo de los investigadores de la biodiversidad ha cambiado mucho desde sus inicios allá por el siglo XVIII. Los biólogos de hoy son especialistas en un grupo y a veces en su trabajo cotidiano, un organismo despierta su curiosidad.

Juan Rueda es especialista en macroinvertebrados acuáticos y explica cómo analiza las muestras recogidas durante uno de sus inventarios faunísticos. "Cuando separo los organismos, a veces encuentro uno que no encaja. Entonces es cuando empieza el proceso de averiguar qué es." La identificación se hace con la ayuda de una sólida formación y claves de determinación que el biólogo tiene memorizadas. "Si el ejemplar no se parece a ninguna de las categorías recogidas, se manda a un experto en ese grupo".

Alberto Martínez-Ortí es malacólogo y ha descrito varias especies nuevas. Resalta la importancia de ser un experto en el grupo y conocer las características de los organismos similares a ese nuevo espécimen. Cuando la comparación confirma que se trata de un ser desconocido, empieza el proceso de descripción. "Se trata de estudiar la estructura del ser vivo en cuestión según dos tipos de fuentes: la literatura especializada y el material depositado en los museos" explica el entomólogo Ximo Baixeras. Con arreglo a las entidades

ya descritas, se comparan las diferencias del nuevo ser con dos técnicas de estudios diferentes: la morfo-anatómica y la molecular. "La inmensa mayoría de las nuevas especies descritas a lo largo de la historia se ha hecho con técnicas morfológicas".

El investigador redacta su propuesta de la nueva especie en un artículo que manda a una revista científica. "Los correctores de la publicación pueden aprobarla o solicitar más datos como, por ejemplo, análisis genéticos si así lo consideran necesario" explica Martínez-Ortí. Cuando la proposición sea aceptada, la denominación del nuevo organismo seguirá los preceptos de la nomenclatura zoológica. A partir de entonces queda registrada como una especie nueva descubierta en tal fecha y es incluida en los listados de organismos reconocidos.

El proceso finaliza con el aporte de uno o varios ejemplares que serán depositados en un museo. "El material se etiqueta y se almacena según sus características en un espacio apropiado para su conservación" describe Alberto Sendra. Este "tipus" constituye la referencia de la nueva especie y "las futuras menciones a este organismo se harán obligatoriamente con los especímenes de esta serie" precisa Baixeras. Las colecciones confeccionadas por los conservadores de museos resultan esenciales para facilitar el trabajo de futuros investigadores.



Algunas nuevas especies propuestas a principios del s. XXI en la región mediterránea.

De izquierda a derecha: *Sardopaladilhia marianae*, Rolán y A. Martínez-Ortí, 2003, Castellón (España). Foto: A. Martínez-Ortí.

Xerocrassa roblesi (A. Martínez-Ortí, 2000) Valencia (España). Foto: A. Martínez-Ortí.

Helix aguilari, Siro de Fez, Mallorca (España). Foto: A. Martínez-Ortí. *Gigantomilax benjaminus*, Borredá y A. Martínez-Ortí, 2008, Menorca (España). Foto: A. Martínez-Ortí.

Gollumllapyx smeagol, 2006, Castellón (España). Foto: J.M. Azkárraga. *Typhlocirolana*. Foto: J. Rueda.





Arriba : Muestreo inicial durante un inventario faunístico en la fase exploratoria.

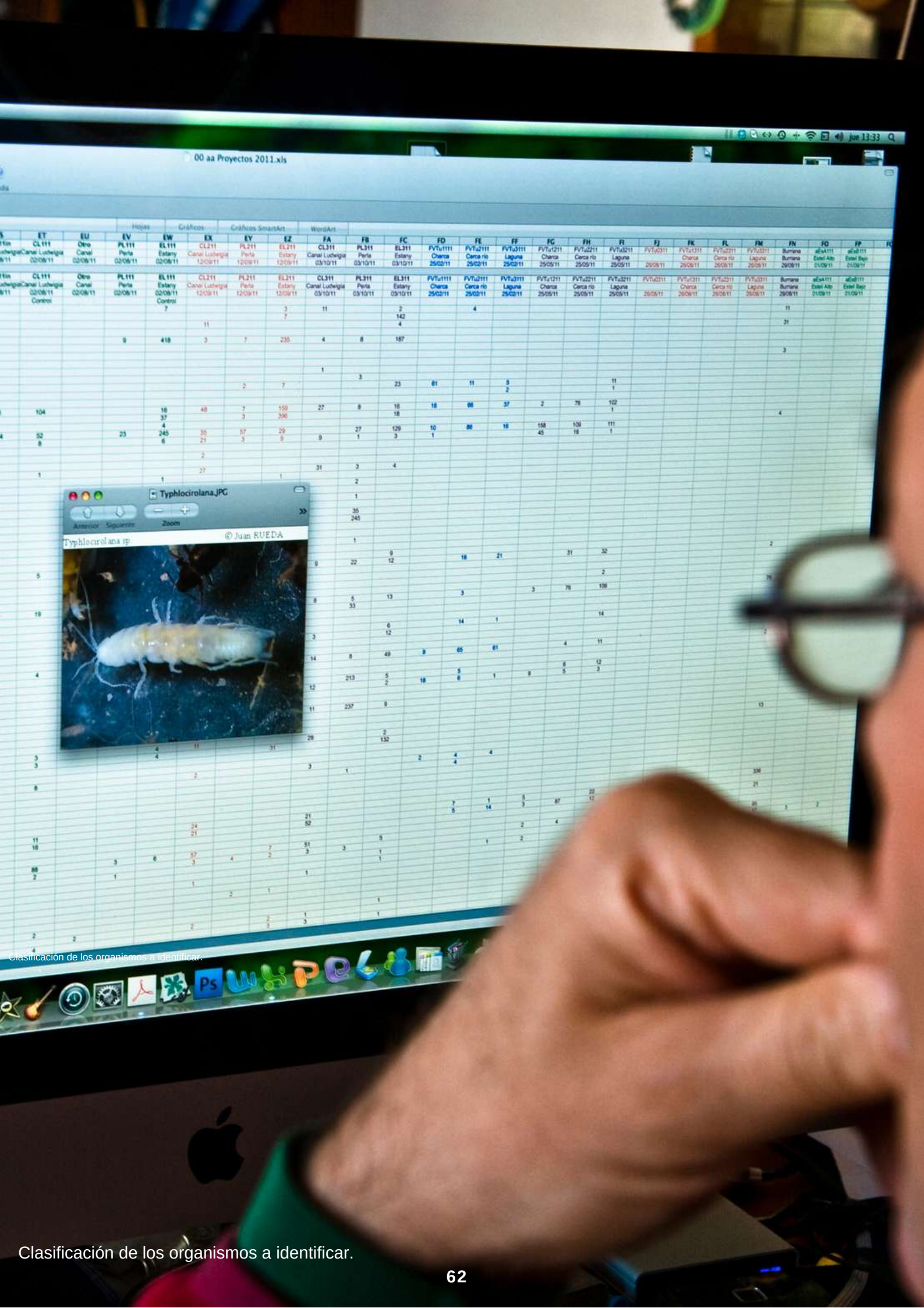
Abajo de izquierda a derecha: Separación de organismos para su identificación. Estudio comparativo de la morfología con los ejemplares depositados en los museos.



Muestreo inicial durante un inventario
faunístico en la fase exploratoria.







00 aa Proyectos 2011.xls

	ET	EU	EV	EW	EX	EY	EZ	FA	FB	FC	FD	FE	FF	FG	FH	FI	FJ	FK	FL	FM	FN	FO	FP
1	CL111 Canal Ludwig 02/08/11	Otro Canal 02/08/11	PL111 Perla 02/08/11	EL111 Estary 02/08/11	CL211 Canal Ludwig 12/08/11	PL211 Perla 12/08/11	EL211 Estary 12/08/11	CL311 Canal Ludwig 03/10/11	PL311 Perla 03/10/11	EL311 Estary 03/10/11	FV11111 Charca 25/02/11	FV21111 Charca 25/02/11	FV31111 Laguna 25/02/11	FV41211 Charca 25/05/11	FV52211 Charca no 25/05/11	FV63211 Laguna 25/05/11	FV74311 Charca no 25/05/11	FV85311 Charca no 25/05/11	FV96311 Laguna 25/05/11	Bumana Bumana 29/08/11	aSA111 Estal Abj 01/09/11	aSA211 Estal Baj 01/09/11	FP
104																							
52																							
1																							
5																							
18																							
4																							
88																							
2																							
4																							



Clasificación de los organismos a identificar.

Clasificación de los organismos a identificar.

Estudio morfológico comparativo
con especímenes depositados en
museos.



COL. de Hist. Nat. de S. de Fez
Género *Mollusca*
Subgen.
Especie *Planorbis (Lentis)*
Autor *Wied.* No. 1916
Familia *Planorbidae*
Subfam.
Localidad *Peru: Puna Waka, Rio Huac*
San Juan, H.E. de Bombamarca
H. Wagn.

COL. M. SIRO DE FEZ N° 606
Planorbis allen *Sirola* 1960
Loc. *substrato de la zona del TPK*
Alto (Barranca)
Col. *Siro de Fez* F. Cap. 4-56
Proc. *Sirola*
Det.

COL. M. SIRO DE FEZ N° 340
Planorbis elongata elongata *Sirola*
Loc. *Sirola (Puna), Planorbis, Grecia*
Col. *Siro de Fez* F. Cap. 1937
Proc. *Sirola*
Det. *Sirola* 1999 *PARATIPUS*

COL. M. SIRO DE FEZ N° 1470
Planorbis (Lentis) elongata *Sirola*
Loc. *Sirola (Puna), Planorbis, Grecia*
Col. *Siro de Fez* F. Cap. 1937
Proc. *Sirola*
Det.

COL. M. SIRO DE FEZ N° 575
Planorbis (Lentis) elongata *Sirola*
Loc. *Sirola (Puna), Planorbis, Grecia*
Col. *Siro de Fez* F. Cap. 1937
Proc. *Sirola*
Det.

COL. M. SIRO DE FEZ N° 810
Planorbis (Lentis) elongata *Sirola*
Loc. *Sirola (Puna), Planorbis, Grecia*
Col. *Siro de Fez* F. Cap. 1937
Proc. *Sirola*
Det.

COL. M. SIRO DE FEZ N° 613
Planorbis (Lentis) elongata *Sirola*
Loc. *Sirola (Puna), Planorbis, Grecia*
Col. *Siro de Fez* F. Cap. 20-11-55
Proc. *Sirola*
Det. *Sirola* 1999 *PARATIPUS*

M.V. H.N. Valenzuela (Mollusca) n° 80
Planorbis (Lentis) elongata *Sirola*
Loc. *Sirola (Puna), Planorbis, Grecia*
Col. *Siro de Fez* F. Cap. 1937
Proc. *Sirola*
Det. *Sirola* 1999 *PARATIPUS*

COL. M. SIRO DE FEZ N° 601
Planorbis (Lentis) elongata *Sirola*
Loc. *Sirola (Puna), Planorbis, Grecia*
Col. *Siro de Fez* F. Cap. 1937
Proc. *Sirola*
Det.

COL. M. SIRO DE FEZ N° 328
Planorbis (Lentis) elongata *Sirola*
Loc. *Sirola (Puna), Planorbis, Grecia*
Col. *Siro de Fez* F. Cap. 1937
Proc. *Sirola*
Det. *Sirola* 1999 *PARATIPUS*

COL. M. SIRO DE FEZ N° 580
Planorbis (Lentis) elongata *Sirola*
Loc. *Sirola (Puna), Planorbis, Grecia*
Col. *Siro de Fez* F. Cap. 1937
Proc. *Sirola*
Det. *Sirola* 1999 *PARATIPUS*

COL. M. SIRO DE FEZ N° 580
Planorbis (Lentis) elongata *Sirola*
Loc. *Sirola (Puna), Planorbis, Grecia*
Col. *Siro de Fez* F. Cap. 1937
Proc. *Sirola*
Det. *Sirola* 1999 *PARATIPUS*

an
Código
0905073670



Cheimona jason
s.l. Valencia
22-X-95



Valle D. Nariño
17-VII-1999
S. Montagu leg.

Código
0905073670

Achilles
(Valencia)
17-VII-1999
S. Montagu leg.





El análisis genético es una tendencia pionera en la descripción de nuevas especies.



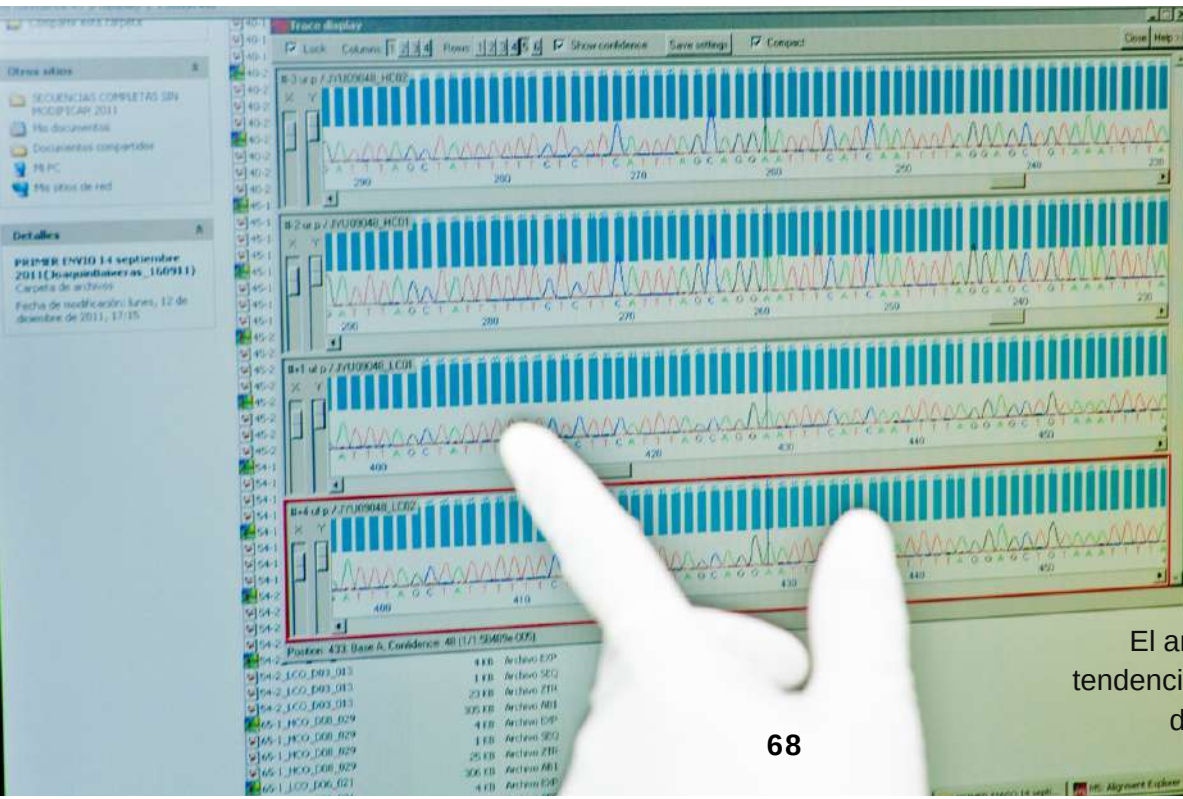




La sima más profunda del mundo es una referencia geográfica en la descripción de esta especie.



A la derecha: Una muestra de los inicios de la biología puede todavía seguir en proceso de descripción. A la izquierda y abajo: El "tipus" contiene varios ejemplares de la nueva especie, sirviendo de referencia a futuras menciones de este organismo.



El análisis genético es una tendencia pionera en la descripción de nuevas especies.



Último día
 en la
 trampa
 cametera_2



quides
 +
 Anselada de
 Lichido
 210707 →
 cámara Favcell
 -Monde

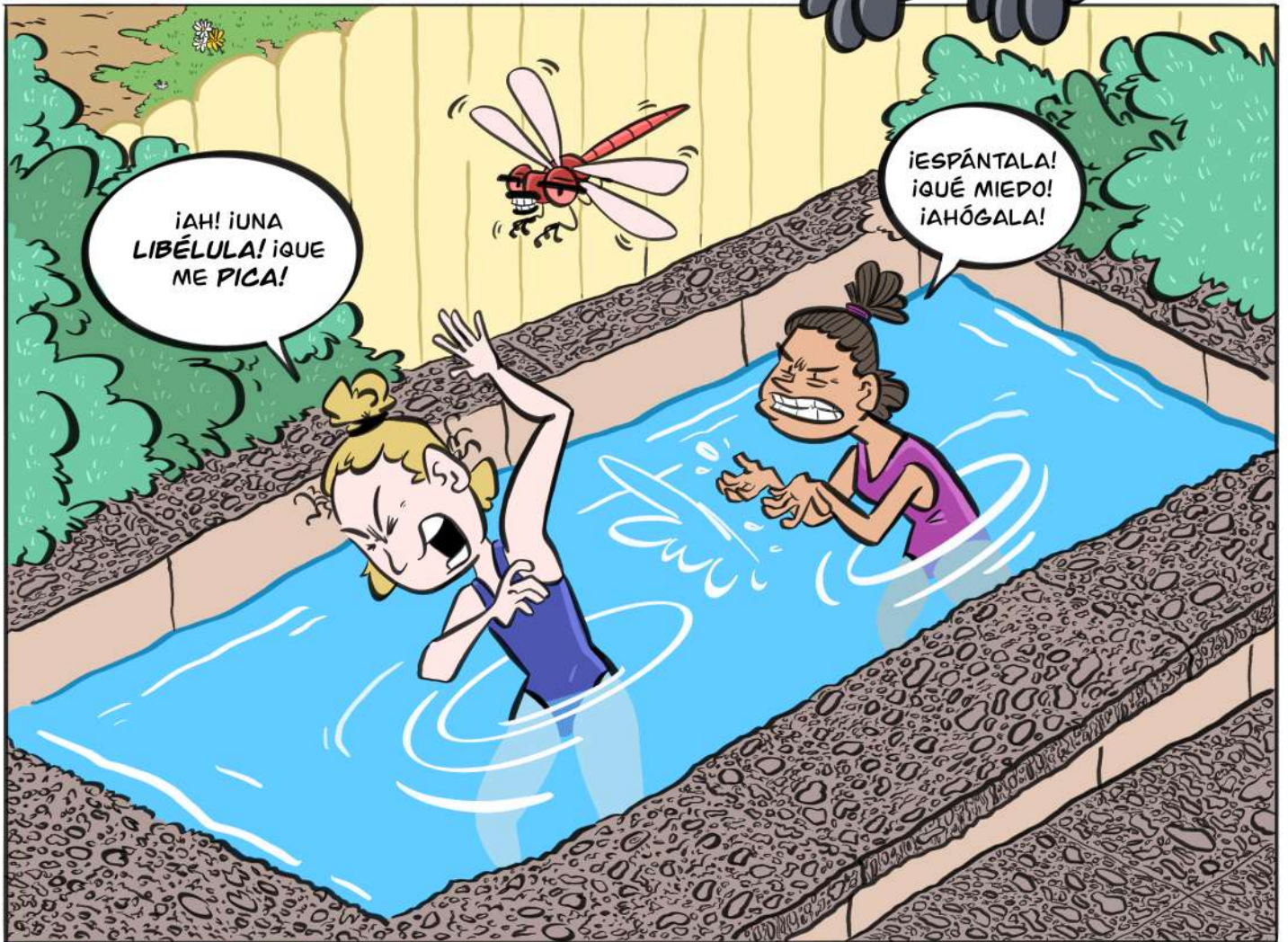


Hay dos tipos de materiales en un museo, el expuesto al público y el que utilizarán futuros investigadores.



BICHO VIÑETAS

POR: J. Granados-Tello





¡POR FAVOR! YO SÓLO VENGO A REFRESCARME



ME PIRRA EL AGUA. ES VER SU SUPERFICIE BRILLANTE Y ME LANZO COMO UNA LOCA



¿SABES QUE PONGO MIS HUEVOS EN EL AGUA TAMBIÉN?

NO EN VUESTRA PISCINA, CLARO, ESO SERÍA DE MALA EDUCACIÓN



¡Y MUCHO MENOS VENGO A "PICAROS"! YO COMO BICHOS, POR EJEMPLO, MOSQUITOS, AHORRÁNDOOS CITRONELA



DE HECHO NO TENEMOS DIENTES, SINO MANDÍBULAS PARA COMER INSECTOS



¡MÁS DE TRESCIENTOS MILLONES DE AÑOS DE EVOLUCIÓN A MIS ESPALDAS Y VIENEN LAS HOMO SAPIENS A CONFUNDIRME CON UN BICHO QUE "PICA"!



¡DEBERÍA COBRAROS POR EL SERVICIO ECOSISTÉMICO QUE OS OFREZCO!

¡BAH!

¿NOS ACABA DE DAR UNA CLASE MAGISTRAL... UNA LIBÉLULA?

Granados

@BARBASDEGRAFITO

LA CONSERVACIÓN DE LOS ODONATOS EN LA PENÍNSULA IBÉRICA

Cecilia Díaz Martínez

Sociedad Entomológica y Ambiental de Castilla-La Mancha (SEACAM)

La crisis de biodiversidad global y los ecosistemas acuáticos

Desde que apareció la vida en nuestro planeta, hace al menos 3.600 millones de años, la evolución ha dado lugar a la enorme diversidad de seres vivos que conocemos hoy, sucediéndose innumerables apariciones de nuevas especies, cambios dentro de ellas, y también extinciones. Ha habido épocas en la historia de la Tierra en las que, en un corto periodo de tiempo -en términos geológicos-, se han extinguido la mayoría de las especies conocidas. Estos eventos se conocen como extinciones en masa, y aunque la de finales del Cretácico (hace 66 m.a.) es la más famosa por incluir la desaparición de los dinosaurios; otras, como la de finales del Pérmico (hace 251 m.a.), han sido incluso más intensas, suponiendo la desaparición de más del 80% de las especies conocidas, a causa de fenómenos tales como el impacto de meteoritos o una gran actividad volcánica.

Hoy en día, estamos asistiendo a lo que algunos autores consideran la sexta extinción en masa: en solo 500 años se han extinguido al menos 900 especies de plantas y animales; a este ritmo, en 800.000 años habrán desaparecido el 75% de las especies conocidas. La causa de esta pérdida de biodiversidad global es la actividad humana: destrucción, degradación y fragmentación de los hábitats naturales, contaminación, sobreexplotación de especies, introducción de especies exóticas...y se prevé que el cambio climático, también de origen antrópico, la agrave cada vez más.

La crisis de biodiversidad es especialmente preocupante en lo que se refiere al declive de las poblaciones de insectos: se estima que un millón de especies afrontarán la extinción en las próximas décadas, y de

ellas la mitad serán insectos. Entre ellos, los insectos acuáticos pueden verse desproporcionadamente afectados, ya que desarrollan al menos parte de su vida en los medios acuáticos, casi siempre de agua dulce. Y estos ecosistemas de agua dulce - que ocupando apenas un 2% de la superficie terrestre, albergan al menos a un 10% de las especies de animales conocidas-, tienen el dudoso honor de ser uno de los ecosistemas más amenazados del planeta. Sus principales causas de degradación y desaparición (alteraciones hidrológicas, sobreexplotación, contaminación, ...) no se han resuelto totalmente, empeorando en algunos casos, y a ellas se les suman nuevas amenazas como el cambio climático o la contaminación por microplásticos.



Laguna del Taray chico (27.01.2022), uno de los últimos humedales permanentes de la Reserva de la Biosfera de la Mancha húmeda, se secó por completo en el año 2021 a causa de las extracciones de agua para regadío.

Los odonatos y la conservación

Dentro de los insectos acuáticos encontramos al Orden Odonata, al que pertenecen las libélulas y caballitos del diablo. Son insectos hemimetábolos, con larvas acuáticas y adultos voladores diurnos, depredadores en todas las fases de su ciclo vital. En el mundo hay 6.400 especies de odonatos, que viven principalmente en el centro y sur de América y el sureste de Asia, mientras que en la región paleártica la diversidad de especies es mucho menor. De hecho, en Europa se conocen únicamente 146 especies, de las que se han citado 82 en la península (82 en España y 65 en Portugal).



Larva de la libélula amenazada *Onychogomphus cazuma* (Titaguas, Valencia, 20.02.2020). Los odonatos desarrollan la mayor parte de su ciclo vital como larva acuática, y por lo tanto dependen de la conservación de los ecosistemas de agua dulce.

A pesar de que los insectos son los organismos más abundantes y diversos del planeta (de 1,9 millones de especies descritas, aproximadamente un millón son insectos), apenas han sido tenidos en cuenta en las iniciativas de conservación de la naturaleza. Solo en los últimos tiempos se ha comenzado al menos a valorar su estado de conservación (gráfico 1), y aun así únicamente están evaluadas el 1,2% de las especies conocidas de insectos, frente al 20% de las plantas, y el 100% de las especies de mamíferos, aves, reptiles y anfibios.

Los odonatos son una de las pocas excepciones a esta falta de atención a la conservación de los insectos. En primer lugar, su evaluación está prácticamente completa (el 97% de las especies conocidas en el mundo han sido evaluadas por la UICN – Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza), gracias a que son un grupo pequeño y relativamente bien estudiado en lo que respecta a su distribución y preferencias de hábitat. Por esta evaluación sabemos que, en el mundo, el 16% de las especies de odonatos están amenazadas; y en la península ibérica este porcentaje sube hasta el 23%.

En segundo lugar, al igual que otros macroinvertebrados bentónicos, los odonatos son buenos indicadores de la calidad de los ecosistemas acuáticos, con alguna ventaja adicional propia: son insectos muy carismáticos que cuentan con

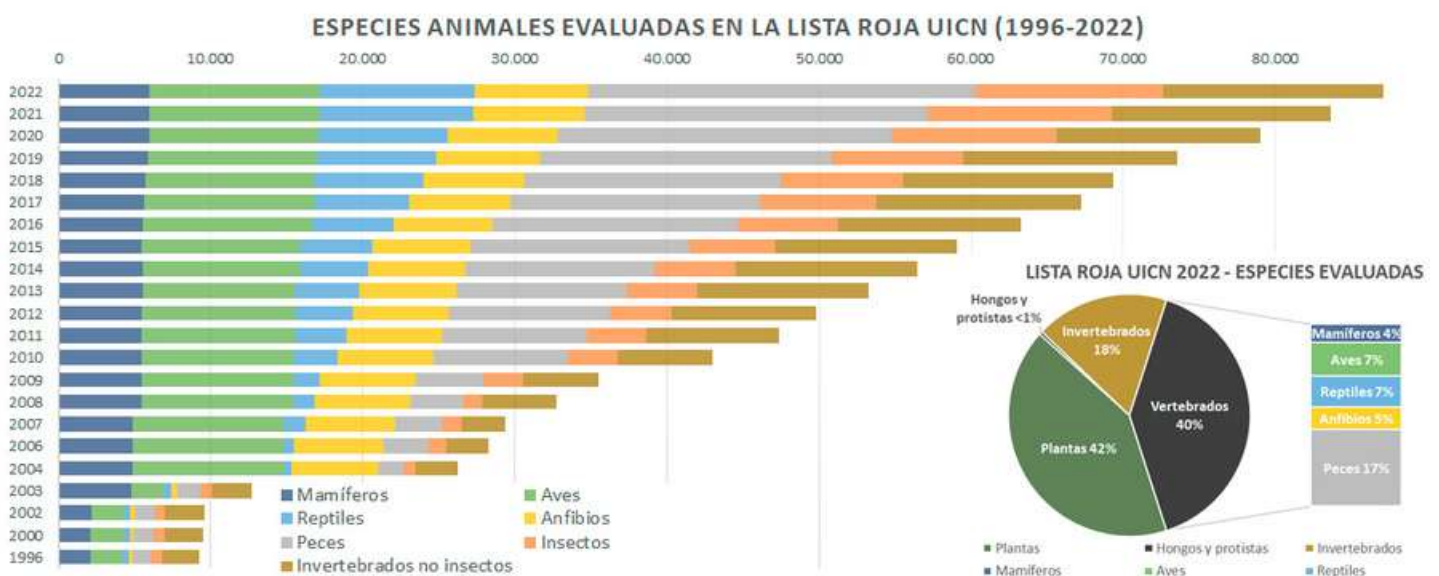


Gráfico 1. Principal: número de especies de animales evaluadas en la Lista Roja UICN a lo largo del tiempo. Abajo a la derecha: especies evaluadas en la Lista Roja de la UICN (v. 2022-2) por grupos de organismos. Fuente: <https://www.iucnredlist.org/statistics>. Elaboración propia.

numerosos aficionados a su observación, fotografía y estudio, dispuestos a colaborar en la recogida de información (que ha sido la base de trabajos como el Atlas Europeo de Odonatos de 2015), y a participar en programas de voluntariado para el seguimiento de especies amenazadas o de la calidad de los ecosistemas acuáticos.

Gracias a este carisma y otras características, como su condición de depredadores, en teoría son buenos candidatos para desarrollar estrategias de conservación basadas en especies clave, paraguas o bandera, aunque apenas se han empleado.

Instrumentos para la conservación

Convenios internacionales

De los tratados internacionales sobre conservación de la naturaleza suscritos por España y Portugal, entre los que destaca el Convenio para la Diversidad Biológica (1992), hay uno destinado a la protección específica del hábitat de los odonatos: el Convenio de Ramsar (1971) para la conservación y el uso racional de los humedales. Aunque inicialmente este Convenio reconocía especialmente el papel de los humedales como hábitat de aves acuáticas, en la actualidad tiene en cuenta el resto de las especies animales y vegetales ligadas a las zonas húmedas, de modo que es posible designar y reevaluar un sitio Ramsar por su importancia para la conservación de poblaciones de libélulas amenazadas o endémicas, o de una parte sustancial de la población mundial de una o varias especies de odonatos.

Normativa europea

La Directiva de Hábitats, aprobada en 1992, tiene por objeto la conservación de los hábitats naturales y la flora y fauna silvestres en Europa, principalmente a través de una red europea de áreas protegidas conocida como Natura 2000. En la lista de especies a proteger se encuentran 16 especies de odonatos, de las cuales tenemos seis en la península ibérica. La Directiva Hábitats garantiza que dichas especies reciban una protección directa a nivel de especie, e indirecta a través de la declaración de sus hábitats como espacios Natura 2000. Además, los espacios Natura 2000 y los hábitats y especies de la Directiva reciben prácticamente la totalidad de los fondos europeos para conservación, como LIFE o FEADER.

Desafortunadamente, hay un importante desajuste entre las especies incluidas en la Directiva y aquellas que actualmente se encuentran más amenazadas en Europa. El listado de odonatos de la Directiva proviene en su gran mayoría del Convenio de Berna, de finales de los años 1970, época en la que el conocimiento del grupo era mucho mayor en el centro y norte de Europa que en el resto, y en la que varias especies de aguas corrientes estaban en declive a causa de la contaminación. Sin embargo, a partir de los años 1990, la calidad de las aguas experimentó una mejora considerable gracias a la depuración y control de vertidos en los grandes ríos europeos, y varias de esas especies incluidas en la Directiva se han recuperado, recolonizando incluso áreas de Europa donde se habían extinguido previamente, como es el caso de *Gomphus vulgatissimus*. De hecho, solo tres de las 16 especies de la Directiva se consideran actualmente amenazadas a escala europea.

Por el contrario, en estas últimas décadas se han incrementado las amenazas para los ecosistemas de agua dulce en las zonas mediterráneas del sur de Europa: desaparición de zonas húmedas, incremento de extracciones de agua, contaminación difusa, y una estacionalidad cada vez mayor a causa del cambio climático. En consecuencia, hoy en día las especies amenazadas se concentran en dichas zonas, particularmente en Grecia y la península ibérica. En base a la situación actual, los autores de la Lista Roja Europea de Odonatos han propuesto que se añadan 15 especies a la Directiva de Hábitats, de las cuales tres están presentes en la península: *Lestes macrostigma*, *Onychogomphus costae* y *Orthetrum nitidinerve*.

No obstante, hay otra norma europea que es aún más importante que la Directiva de Hábitats para la conservación de los odonatos: la Directiva Marco Europea del Agua, vigente desde el año 2000. Esta Directiva afronta el enorme reto de proteger las aguas en toda la Unión Europea, garantizando su cantidad y calidad para todos los usos, y el cumplimiento de unos estrictos objetivos medioambientales. Por lo tanto, no se centra en las especies amenazadas, sino que protege el hábitat de todas las especies de agua dulce: objetivo muy ambicioso -pero imprescindible- cuya consecución no avanza al ritmo previsto en todas las demarcaciones hidrográficas.



Onychogomphus costae es una de las dos libélulas con categoría “en peligro” a nivel europeo, sin embargo no goza de protección específica en los países ibéricos. Hembra fotografiada en Alcalá del Júcar (Albacete), 30.06.2020.

Normativa nacional

En la tabla 1 se relacionan las especies ibéricas que tienen categoría de amenaza (es decir vulnerable, en peligro o en peligro crítico) en la Lista Roja de Odonatos de Europa (2010) o en la Lista Roja de los Invertebrados de España (2011), y se indica el nivel de protección legal a nivel europeo y nacional. A ellas se ha añadido *Onychogomphus cazuma*, especie endémica del este de España descrita en 2020, indicando su categoría de amenaza global, por ser la única disponible.

Puesto que Portugal no dispone de una normativa específica de protección de especies, solo las cuatro especies de la Directiva de Hábitats presentes en su territorio (*Coenagrion mercuriale*, *Gomphus graslinii*, *Oxygastra curtisii* y *Macromia splendens*) cuentan con protección legal.

A diferencia de Portugal, en España sí existe un catálogo nacional (Catálogo Español de Especies Amenazadas, CEEA), que agrupa las especies con categoría “vulnerable” o “en peligro de extinción”, y un Listado Español de Especies Silvestres en Régimen de Protección Especial (LESPRES) en el que se incluyen otras especies que no se consideran amenazadas pero que merecen una protección adicional a la que existe con carácter general para la fauna silvestre en España.

FAMILIA	ESPECIE	LR-EU27	DIR. HÁBITATS	LR ESPAÑA	CEEA/LESPRES
Lestidae	<i>Lestes macrostigma</i>	EN		VU	
Coenagrionidae	<i>Coenagrion caerulescens</i>			VU	
	<i>Coenagrion mercuriale</i>	NT	An.II	VU	LESPRES
	<i>Coenagrion scitulum</i>			VU	
Aeshnidae	<i>Aeshna juncea</i>			VU	
	<i>Brachytron pratense</i>			EN	
	<i>Gomphus graslinii</i>	NT	An. II y IV	EN	LESPRES
Gomphidae	<i>Gomphus simillimus</i>			VU	
	<i>Gomphus vulgatissimus</i>			VU	
	<i>Lindenia tetraphyllo</i>	VU	An. II y IV	CR	En peligro
	<i>Onychogomphus cazuma</i>	VU*		VU*	
Cordulegasteridae	<i>Onychogomphus costae</i>	EN		VU	
	<i>Cordulegaster bidentata</i>	NT		VU	
	<i>incertae sedis</i>				
Macromiidae	<i>Oxygastra curtisii</i>	NT	An. II y IV	VU	Vulnerable
	<i>Macromia splendens</i>	VU	An. II y IV	CR	En peligro
Libellulidae	<i>Leucorrhinia pectoralis</i>	LC	An. II y IV	CR	LESPRES
	<i>Orthetrum nitidinerve</i>	VU		VU	
	<i>Sympetrum flaveolum</i>			VU	
	<i>Zygonyx torridus</i>	VU		VU	

Tabla 1. Lista de especies presentes en la península ibérica que tienen categoría de amenaza en la Lista Roja de Odonatos de Europa (LR-EU27) o en la Lista Roja de los Invertebrados de España. Fuente: Kalkman et al. (2010), Verdú et al. (2011), Directiva 92/43/CEE, RD 139/2011. Elaboración propia.

Abreviaturas:

Categorías IUCN: CR = en peligro crítico; EN = en peligro; VU = vulnerable; LC = preocupación menor; NT = casi amenazada; * = categoría de conservación a nivel global.

Directiva de Hábitats: Anexo II = especies de interés comunitario para cuya conservación es necesario designar zonas especiales de conservación.

Anexo IV = especies que requieren una protección estricta.

CEEA = Catálogo Español de Especies Amenazadas. LESPRES = Listado de Especies Silvestres en Régimen Especial.

Pero a pesar de la existencia de estos instrumentos nacionales, la situación en España es la misma que en Portugal: de las 19 especies consideradas amenazadas por la Lista Roja española (14 vulnerables, dos en peligro y tres en peligro crítico), solo las seis especies de la Directiva de Hábitats están incluidas en el CEEA o en el LESPRES.

Cabe mencionar que en el CEEA figura una especie de libélula en categoría “en peligro de extinción”, que realmente no se encuentra en la península ibérica: *Ophiogomphus cecilia*, cuyas escasas citas en España y Portugal se consideran erróneas, y que ya ha sido excluida de la Lista Roja de Invertebrados Españoles.

Por desgracia, la pertenencia al Catálogo y Listado español no garantiza la aplicación de medidas activas de conservación. Aunque es obligatorio por ley para todas las comunidades autónomas, solo Extremadura y Andalucía han aprobado planes de recuperación o conservación para las libélulas amenazadas presentes en su territorio. Tampoco se realizan las evaluaciones periódicas del estado de conservación que marca la ley para las especies del Listado. En los planes de gestión Natura 2000, las comunidades autónomas sí suelen tener en cuenta la presencia de odonatos de la Directiva de Hábitats, aunque raramente establecen objetivos y medidas de gestión específicas.

En cuanto a la declaración de espacios naturales protegidos para la protección de libélulas amenazadas, únicamente se tiene constancia de la existencia de una reserva de fauna declarada específicamente por la Comunidad Valenciana en 2010 para la conservación de *Oxygastra curtisii* y *Gomphus graslinii*.

Amenazas para los odonatos

En este apartado repasaremos las amenazas que existen para los odonatos y su hábitat, a través de los casos particulares de las especies amenazadas de la península ibérica.

Aunque las larvas de los odonatos son sensibles a varios factores tanto bióticos como abióticos del medio acuático, algunas especies son poco exigentes en cuanto a sus requerimientos ecológicos. Sin embargo, otras necesitan unas condiciones muy particulares: es el caso de *Lestes macrostigma*, caballito que vive exclusivamente en lagunas estacionales con aguas salobres, y utiliza una planta concreta (la castañuela, *Bolboschoenus maritimus*) para hacer la puesta. Esta especie se encuentra amenazada en la península porque hay muy pocas zonas húmedas en las que se dan estas condiciones (Doñana, Fuente de Piedra, lagunas de la Mancha húmeda), y a pesar de todos los instrumentos de protección existentes, la



Río Cazuma en Bicorp, Valencia (13.07.2017), la única reserva de fauna declarada para la conservación de libélulas amenazadas.

supervivencia de estos humedales no está asegurada. Además, el cambio climático puede hacer que el hidropereodo de estos humedales sea demasiado corto para que se complete el desarrollo de las larvas. Y en el otro extremo, el vertido de aguas -residuales o limpias- en estos humedales, o la ejecución de obras de restauración en la cubeta, pueden hacerlos inhabitables para la especie ya que alteran las condiciones de salinidad e hidropereodo que necesita.



Hembra de *Lestes macrostigma* en la microrreserva de las Salinas de Pinilla en El Bonillo (Albacete), 20.06.2018.

Otros caballitos, en este caso de aguas corrientes, como *Coenagrion caerulescens* y *C. mercuriale*, prefieren un tipo de hábitat que debería ser abundante (arroyos y riachuelos con tramos soleados y herbazales en las orillas), pero que sin embargo ha desaparecido en muchos lugares de la península a causa de la roturación de las riberas, los encauzamientos y los dragados, y aun hoy en día este tipo de actuaciones sigue realizándose. Además, aunque cesen las alteraciones y se recuperen las condiciones del hábitat, la recolonización no es fácil para especies como *C. mercuriale*, que tienen una capacidad de dispersión muy pequeña.

A diferencia de los dos coenagrionidos anteriores, *Coenagrion scitulum* habita en aguas estancadas: pequeñas lagunas y charcas con abundante vegetación sumergida en la que hacer la puesta, estos humedales tienen a menudo un origen o uso antrópico, por lo que cabría esperar que se preservaran ya que nos son útiles a los humanos. Sin embargo, el paisaje ganadero extensivo es cada vez menos frecuente: las charcas naturalizadas son sustituidas por abrevaderos artificiales, o hay una carga ganadera excesiva que eutrofiza las aguas y hace desaparecer la vegetación acuática y de las orillas.



Parejas de *Coenagrion scitulum* realizando simultáneamente la puesta en la vegetación acuática de una pequeña laguna en la reserva natural del complejo lagunar de Ballesteros (Cuenca), 12.06.2011.

Hay algunas especies que tienen una amplia distribución en el resto de Europa (*Brachytron pratense*, *Gomphus vulgatissimus*, *Cordulegaster bidentata*, *Leucorrhinia pectoralis*), o incluso en el paleártico (*Sympetrum flaveolum*) o en el holártico (*Aeshna juncea*), y sin embargo en la península ibérica están amenazadas porque sus poblaciones, las más meridionales de su rango de distribución, están muy fragmentadas y aisladas del resto de poblaciones europeas, y por sí solo este hecho constituye una dificultad para su supervivencia.

En el caso de las que viven en zonas de alta montaña, como *A. juncea*, *C. bidentata* o *S. flaveolum*, la principal amenaza sobre su hábitat es previsiblemente el cambio climático, aunque no se puede descartar que algunas poblaciones desaparezcan a causa de la construcción de infraestructuras, a pesar de la protección que tienen la mayoría de las zonas de montaña en las que viven.

Esto es lo que puede haber sucedido con la que algunos autores consideran la única población española conocida de *Leucorrhinia pectoralis*: se citó en 1992 en el lago Bassiver (Lleida), situado a 2.300 m de altitud, y no se ha vuelto a detectar, por lo que algunos autores consideran que pudo tratarse de un individuo divagante, sin embargo otros lo atribuyen a las obras realizadas en el lago para aprovecharlo como fuente de producción de nieve artificial.

El caso de *Brachytron pratense* es distinto, ya que sus escasísimas poblaciones peninsulares están en zonas costeras de

baja altitud, y su principal amenaza consiste en la destrucción directa de los pequeños humedales con abundante vegetación en los que vive, a causa de la construcción de edificios e infraestructuras en estas zonas. *Zygonyx torridus* se encuentra en la península ibérica en el límite septentrional de su distribución, ya que este libelúlido vive

principalmente en el África subsahariana. Puesto que en nuestras latitudes vive en ríos de zonas áridas, su principal amenaza proviene de la modificación del régimen hidrológico a causa de las cada vez mayores presiones para la extracción de agua, y del cambio climático.



Las zonas de montaña no están libres de sufrir alteraciones, en la foto, el hábitat de *Sympetrum flaveolum* en el parque natural de la Serranía de Cuenca, antes (29.06.2015) y después (24.01.2021, <https://www.ecologistasenaccion.org/>) de un aprovechamiento forestal mal planificado y ejecutado.



Aeshna juncea tiene en el Sistema Ibérico y la Sierra de las Estrella las poblaciones más meridionales de su área de distribución. Cueva del Hierro (Cuenca), 21.07.2017.



Las poblaciones más septentrionales de *Zygonyx torridus* se encuentran en los ríos Júcar y Cabriel. Hembra fotografiada en Villa de Ves (Albacete), 30.06.2020.

El último ejemplo de poblaciones en el límite de distribución es el del enigmático gónfido *Lindenia tetraphylla*: su única población peninsular conocida -los alrededores de la ciudad de Valencia-, es la más occidental de su rango, y la última cita es del año 1937. Puesto que en la zona aún existe una gran cantidad de hábitat (lagos o lagunas grandes rodeados de carrizo), se atribuye su desaparición a la presencia de contaminantes, especialmente pesticidas, provenientes del intenso uso agrícola de la zona, que afectan a las larvas de odonatos tanto de forma directa cuando se presentan en el agua, como indirecta, cuando se acumulan en las presas que consumen.

Finalmente, hay otro grupo de especies que son endémicas del suroeste de Europa o del área iberomagrebí, como *Gomphus graslinii*, *Gomphus simillimus*, *Onychogomphus costae*, *Macromia splendens* y *Oxygastra curtisii*. Todas ellas son especies de aguas corrientes, y algunas viven solo en tramos de ríos muy bien conservados, en los que las amenazas provienen sobre todo de la ejecución de dragados y obras en los cauces y riberas, y también de las habituales

“limpiezas” de los ríos, que es un eufemismo para la destrucción de la vegetación de ribera y las condiciones del lecho del cauce que las larvas de los odonatos necesitan para desarrollarse.

También pertenece a este grupo *Orthetrum nitidinerve*, endemismo iberomagrebí cuya biología es prácticamente desconocida. Sus poblaciones son escasas y fragmentadas en la península, y a falta de más información se atribuye su deficiente estado de conservación a la disminución en la calidad y cantidad de agua que han sufrido y aún sufren los medios acuáticos mediterráneos. Por último, la única libélula endémica de la península ibérica, *Onychogomphus cazuma*, vive en manantiales y pequeños cursos de agua, habitualmente con aguas hipotermales, que a causa de su pequeño tamaño son fácilmente alterables por extracciones de agua, construcción de infraestructuras para regadío y otros usos, y contaminación. Con menos de quince localidades conocidas en el mundo, es sin duda nuestra libélula más escasa y amenazada.



Los odonatos pueden verse afectados por los pesticidas de manera indirecta, cuando se acumulan en las presas que consumen. En la foto, el gónfido amenazado *Gomphus simillimus* se alimenta de un *Calopteryx virgo*, en el río Cabriel en Pajaroncillo (Cuenca), 18.07.2018.

Conclusiones

El 16% de los odonatos de la península ibérica están amenazados. Existen instrumentos legales a nivel internacional, europeo y nacional para abordar su conservación: desde la protección general de las aguas a la protección estricta de las especies amenazadas, pasando por la designación de áreas protegidas sobre sus hábitats o el empleo de especies carismáticas como “bandera” en programas de conservación. Sin embargo, a juzgar por la persistencia de muchas de sus amenazas, la aplicación de la normativa es deficiente y aún queda mucho trabajo por hacer para garantizar la conservación de estos insectos acuáticos.

De esa conservación depende la supervivencia y el bienestar de nuestra propia especie: la desaparición o degradación de los ecosistemas de agua dulce en los que viven las libélulas nos causa a los seres humanos pérdidas irreparables. La más evidente es la pérdida de nuestro suministro de agua potable, de alimentos como la pesca continental y de materias primas. Pero estos ecosistemas juegan además un papel fundamental en la regulación del ciclo del agua y del clima, mejoran la depuración de nuestras aguas residuales y reducen los daños en caso de avenidas y otros fenómenos naturales. Son imprescindibles para el aumento del conocimiento científico. Y por último, pero no menos importante, nos proporcionan disfrute estético y enriquecimiento personal a través de la observación, fotografía y estudio de estos magníficos insectos acuáticos que son las libélulas y los caballitos del diablo.

Bibliografía más relevante

Boudot, J.-P. & Kalkman, V.J. 2015. Atlas of the European dragonflies and damselflies. KNNV Publishing, the Netherlands, 381 pp.

Cardoso, P. et al. 2020. Scientist' warning to humanity on insect extinctions. *Biological conservation*, 242: 108426

Chapman, A. D. 2009. Number of Living Species in Australia and the World, Second Edition. Department of the Environment, Water, Heritage and the Arts, Australian Government, Canberra.

Corbet, P.S. 2004. Dragonflies: Behaviour and Ecology of Odonata (revised edition). Harley Books, Colchester, 829 pp.

Kalkman, V.J., Boudot, J.-P., Bernard, R., Conze, K.-J., De Knijf, G., Dyatlova, E., Ferreira, S., Jovic, M., Ott, J., Riservato, E. & Sahlén, G. 2010. European Red List of Dragonflies. Luxembourg.

Kalkman, V.J., Boudot, J.-P., Bernard, R., De Knijf, G., Suhling, F. & Termaat, T. (2018) Diversity and conservation of European dragonflies and damselflies (Odonata). *Hydrobiologia*, 811: 269-282.

Maravalhas, E. & Soares, A. 2013. As Libélulas de Portugal. Booky Publisher, 336 pp.

Rull, V. 2022. Biodiversity crisis or sixth mass extinction? *EMBO Reports*, 23: e54193.
<https://doi.org/10.15252/embr.202154193>

Verdú, J.R., Numa, C. & Galante, E. (Eds.) 2011. Atlas y Libro Rojo de los Invertebrados Amenazados de España (Especies Vulnerables). Dirección General de Medio Natural y Política Forestal. Ministerio de Medio Ambiente, Medio Rural y Marino, Madrid, 1.318 pp.

Verdú, J.R. & Galante, E. (Eds.) 2009. Atlas y Libro Rojo de los Invertebrados Amenazados de España (Especies En Peligro Crítico y En Peligro). Dirección General para la Biodiversidad. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid, 340 pp.



ODONATOS

EN LA PROVINCIA DE CÁDIZ

Arturo Bernal Sanchez

Macromia splendens macho Parque Natural Los Alcornocales.

Odonatos en la provincia de Cádiz

La provincia de Cádiz cuenta con 7.389 km² de superficie terrestre. Se sitúa al sur de la península ibérica y a escasos kilómetros del norte de África. Está sometida a la influencia marítima del océano Atlántico y del mar Mediterráneo con 252 km de costa que abarcan desde Sanlúcar de Barrameda, en la desembocadura del Guadalquivir, hasta Torreguadiaro, que hace de frontera con la provincia de Málaga. Cádiz presenta una importante diversidad habitacional derivada de tres grandes dominios: en el sector nororiental nos encontramos los coletazos del sistema Bético (Subbético) con el Parque Natural de la Sierra de Grazalema; en el sector oriental, las unidades del campo de Gibraltar en confluencia con el sistema Subbético (Alcornocales), y en el sector occidental, las depresiones neógenas-cuaternarias que abarcan el resto de la provincia y unen la campiña con los sistemas costeros de la bahía de Cádiz.

Gracias a las condiciones que se generan en la provincia de Cádiz, existen diversos hábitats como son: Montaña, bosques de sierra, pinares, campiñas, estuarios, lagunas endorreicas, etc.

Los Odonatos en Cádiz

A nivel mundial, y actualmente, de este orden se conocen alrededor de 6330 especies. En la España continental han sido citadas hasta el momento 82 de ellas, de estas hay 2 de las que actualmente no se tienen registros y 4 que han sido citadas en una sola ocasión. En la provincia de Cádiz se han podido observar 57 especies, un número considerable si tenemos en cuenta el volumen de especies que alberga nuestro país. Los odonatos están ligados indisolublemente a los medios dulceacuícolas, ya que las larvas de todas las especies ibéricas son acuáticas, por lo que su presencia está sujeta a dichos hábitats, a sus orillas y sus inmediaciones. Si bien muchas especies pueden llegar a alejarse considerablemente para madurar, migrar o invernar, llegado el momento vuelven a aparecer para cumplir con una de sus máximas, reproducirse.

La diversidad habitacional de la provincia ha permitido que en ella encontremos una gran diversidad de medios acuáticos naturales y también de origen antrópico, que han fomentado una gran diversidad específica a nivel provincial. Además, la situación geográfica de Cádiz ha hecho de ella

una frontera meridional para algunas especies como *Platycnemis acutipennis*, *Gomphus graslinii*, *Macromia splendens* o *Libellula depressa*. Por la misma situación ha sido, posiblemente, puerta de entrada de especies africanas en expansión como *Brachythemis impartita*, *Trithemis annulata* o *Trithemis kirbyi* y de otras que han sido observadas en una sola ocasión (de momento) como *Trithemis arteriosa* o *Pantala flavescens* y que posiblemente sean el preludio de futuras colonizaciones.



Pantala flavescens hembra. Costa Rica.

Cuando ver Odonatos en Cádiz

La climatología Gaditana permite que podamos observar Odonatos prácticamente todo el año. Ya en febrero comienzan a aparecer las primeras libélulas y caballitos del diablo como *Ischnura graellsii*, *Sympetrum fonscolombii* o *Sympecma fusca* (esta última aparece desde sus cuarteles de invierno para iniciar su periodo reproductivo), que son acompañados por las primeras arribadas de *Anax ephippiger* un ésnido de tamaño medio-grande que se caracteriza por su perfil migrador, y es que

esta especie realiza un desplazamiento anual que se inicia al sur del Sahara, los ejemplares van ascendiendo a la vez que se van reproduciendo en distintas zonas de su ruta, sumando nuevos ejemplares al éxodo anual y alcanzando de esta manera lugares tan alejados como Islandia. A estas especies le siguen coenagrionidos como *Pyrhosoma nymphula*, *Enallagma cyathigerum* o *Erythromma lindenii*. Poco a poco el elenco se va haciendo más amplio alcanzando todo su esplendor durante los meses de mayo y junio donde confluyen las especies primaverales con las propias del inicio del verano. Algunas las podemos ver prácticamente todo el año, esto se debe, a excepción de *Sympecma fusca*, a que sus larvas precisan un corto espacio de tiempo para su desarrollo (3-4 meses), y durante el año se pueden suceder varias generaciones que se solapan en los medios donde pueden parecer omnipresentes. Otras, las especies estivales, tienen un lento desarrollo sexual y los imagos, una vez emergen, suelen desaparecer en bosques donde permanecen durante meses madurando, para volver cuando el tiempo comienza a cambiar (disminuye el fotoperiodo, aumenta la humedad ambiental y comienzan las primeras lluvias) y son estas especies como *Sympetrum striolatum* o *Aeshna mixta* algunas de las que veremos hasta bien entrado el mes de enero, incluso y todavía, algunos ejemplares en franco deterioro aguantaran hasta el mes de febrero. Son estas últimas especies algunas de las más longevas que alcanzan hasta 8 meses de vida, solo superada por *Sympecma fusca* cuyo periodo de vuelo pasa por cubrir todos los meses del año.

Donde observar Odonatos en la provincia de Cádiz

Cádiz cuenta con una amplia red de espacios protegidos donde todavía se conserva parte de la identidad natural de estos medios. El parque natural de Los Alcornocales o el parque natural Sierra de Grazalema conservan una buena red de medios fluviales. La provincia también cuenta con una serie de reservas que engloban los distintos complejos endorreicos, dispersos en la campiña que cubre la zona occidental gaditana. Además de estos espacios protegidos, encontramos distintos cursos fluviales que surcan la provincia, canteras inundadas, embalses, abrevaderos y marismas donde podemos observar los odonatos presentes en esta provincia y es que como ya dijimos, las libélulas están conectadas de forma directa a los medios dulceacuícolas y es donde las podemos observar.

Parque Natural Los Alcornocales

Si tuviera que escoger un espacio de la provincia donde disfruto en todas las ocasiones que lo visito y en cada una de sus vertientes, sin dudas es el Parque Natural Los Alcornocales. Aquí encontramos ríos como el Hozgarganta donde podemos observar un buen número de especies entre las que se encuentran *Macromia splendens*, *Oxygastra curtisii* o *Gomphus graslinii*, todas ellas recogidas en el libro rojo de los invertebrados de España. El río Guadiaro alberga una de las mejores poblaciones de España de la especie *Zygonyx torridus* que



Anax ephippiger en puesta. Laguna de Medina.

vuela incansable sobre los rápidos que se precipitan entre las rocas del curso o a *Gomphus simillimus* muy similar a su congénere *G. graslinii* con el que comparte territorio. En las cabeceras de algunos arroyos de estas sierras encontramos a la especie *Calopteryx virgo*. Esta destaca (junto al resto de integrantes de su familia) entre los odonatos ibéricos por el vistoso cortejo que precede a la cópula. Este, es un momento hipnótico y realmente llamativo, donde la luz les hace brillar con tonos metalizados que varían desde el azul al verde intenso, mientras el macho se pavonea en vuelo, mostrando a las hembras las cualidades del territorio que regenta. Todo esto dentro del marco incomparable que nos ofrece el sotobosque ribereño de los alcornocales con sus alisos, ojaranzos y helechos reales.

También encontramos aquí pequeños cursos de agua permanente donde podemos observar un bonito y raro libelúlido *Orthetrum nitidinerve* muy parecido a *Orthetrum coerulescens* o *Orthetrum chrysostigma*, que son mucho más habituales y de los que destaca por sus tonos más claros, por su cara blanca y por tener los nervios subcostales del ala de color amarillo. Esta especie, a diferencia del

resto de *Orthetrum* presentes en la península, realiza su puesta posada y aloja sus huevos en cordones que se solidifican al entrar en contacto con el agua.

Parque Natural Sierra de Grazalema

Hay dos especies, en concreto, por las que visito usualmente este espacio, una de ellas es el libelúlido *Sympetrum sinaiticum* que tienen en estas estribaciones montañosas su último reducto occidental conocido en la península ibérica. Otra especie que, si bien observo de forma esporádica en el parque natural de los Alcornocales, tiene aquí una pequeña pero explosiva población, es *Libellula depressa* una corpulenta y activa libélula, los machos emplean una gran parte de su actividad diaria en una continua batalla por la posesión del territorio y por ende de todas las hembras que puedan quedar a su alcance.

La sierra de Grazalema también cuenta con arroyos como el Tavizna donde, además de poder observar a *S. sinaiticum*, han sido citadas *Macromia splendens*, *Gomphus graslinii* o *Oxygastra curtisii*. Al norte de este espacio, pero dentro del mismo sistema montañoso, en la confluencia del río



Calopteryx virgo macho. Parque Natural Los Alcornocales.



Sympetrum sinaiticum macho. Rio Tavizna.

Guadalporcun y el rio Guadalete podemos contemplar distintos gónfidos entre los que destacan *Onychogomphus costae* o *Gomphus simillimus*.

Lagunas endorreicas

Las lagunas (cuando se muestran con agua) ofrecen un medio idóneo para el benjamín de nuestras libélulas: *Diplacodes lefebvreii*, donde los machos visten una librea prácticamente negra, a excepción de sus apéndices abdominales. Es curioso verlos regentar un pequeño territorio en las orillas, defendiéndolo de forma tenaz de especies que las superan en tamaño. También lo es para *Orthetrum trinacria* un libelúlido especializado en dar caza a otros odonatos que llegan a superar su masa corporal.

Tras el verano, cuando la mayoría de las lagunas endorreicas que salpican la geografía gaditana tienen sus vasos secos, comienzan a llegar varias especies que maduraban lejos de allí. Primero, a mediados de septiembre, aparece la especie *Sympetrum meridionale*. Los machos se instalan en la vegetación próxima a las futuras orillas y poco a poco se inician las cópulas, tras ellas las parejas en tándem se dirigen a la zona de la cubeta e inician la puesta de sus huevos en un suelo, habitualmente por esta época, agosto. Los

huevos, sin prácticamente exocorion que los fije al sustrato, quedan a merced de las inclemencias que acaban arrastrándolos entre grietas o entre las raíces de ciperáceas o eneas, protegiéndolos de forma casual del sol, hasta que las primeras lluvias los cubran e inicien en ellos el desarrollo de sus embriones. Después de este simpétrido llega el ésnido *Aeshna mixta* que, si el año anterior fue pródigo en emergencias, nos sorprende por su abundancia y entre las ramas de los tarajes que flanquean las futuras orillas podemos contabilizar numerosas cópulas sincronizadas. Por último, cuando las lluvias han regado la campiña aparece la más longeva de estas tres especies *Sympetrum striolatum*.

Marismas

Hay una especie característica de la zona occidental de esta provincia, un precioso léstido cuyo cuerpo está cubierto en gran parte de una pruina que le confiere un aspecto azulado. *Lestes macrostigma* es gran superviviente adaptado a condiciones extremas, ligado a ambientes con escasas precipitaciones. Sus huevos, insertados en la vegetación, soportan calores extremos durante el verano sin que esto impida el inicio de su desarrollo embrional al sumergirse con las lluvias. Sus larvas son

capaces de sobrevivir en aguas salobres y si bien aparece en algunas lagunas de los complejos endorreicos de esta provincia, su querencia por medios salobres le permiten medrar en medios con escasos competidores (esteros, lucios y canales de drenaje), por lo que los años con primaveras lluviosas estallan en una megapoblación que se reparte por toda la costa occidental, hecho que permite que algunos individuos se desplacen cientos de kilómetros apareciendo en sitios insospechados para la misma. También hay que decir que los años secos con escasas precipitaciones esta especie queda recluida a escasos puntos dentro de la geografía gaditana.

Ríos y canteras inundadas

He señalado dentro de algunos de estos espacios naturales las especies más atractivas o singulares, bien sea por su rareza, su conducta o su distribución, aunque algunas de ellas también las podemos encontrar en otros medios repartidos por la geografía gaditana. Los dos principales ríos que atraviesan la provincia (Guadalete y Barbate) sostienen en algunos tramos poblaciones de *Onychogomphus costae*, un precioso fantasma de tonos pajizo rosado que parece desaparecer entre los prados cuando se posa. En las canteras de áridos, inundadas por aguas del freático, sus orillas se dibujan con los rastros de la larva de un precioso gónfido *Paragomphus genei* cuyos machos adultos visten una indumentaria que al verlos de cerca nos preguntamos, ¿por qué son tan difíciles de localizar?. Uno de los caracteres que no pasa inadvertido es el extremo de su abdomen, donde sus últimos segmentos se

ensanchan de forma inusual con proyecciones foliáceas y son el prelude de unos cercos de gran proporción con forma de ganchos.

Como afecta el calentamiento global a los Odonatos Gaditanos

A pesar de los pronósticos nada halagüeños con que científicos y climatólogos nos han estado bombardeando las últimas décadas, es en estos últimos años cuando de forma tangible vemos los cambios que ya se predecían, y que posiblemente se encadenen para presentar un escenario, si cabe, aun más catastrofista. Lo cierto es que los periodos de calor extremo y escasez de precipitaciones está llevando a algunos espacios a alterarse de forma drástica y aunque todas y cada una de las especies se ven afectadas, son aquellas ligadas a los medios acuáticos las que pueden ver desaparecer poblaciones en amplias zonas. La aridificación del sur de Europa prevista para el siglo actual prevé que el clima que hemos conocido cambie hacia un clima estepario árido cálido o frío en grandes áreas de la península ibérica. Y la provincia de Cádiz, al sur del sur, quedaría imbuida en este proceso donde los cambios generalizados alterarán el paisaje de forma drástica. Con estas alteraciones veremos, posiblemente, cambios en la composición de la odonatofauna gaditana: extinciones locales, especies cuyas barreras geográficas se desplazarán más al norte o especies de origen africano que se incorporarán a nuestra fauna ampliando su rango de distribución como *Pantala flavescens* o *Orthetrum ransonnetii*.



Paragomphus genei macho. Medina Sidonia.

BIBLIOGRAFÍA:

Askew, R. R., 1988.- The Dragonflies of Europe. Harley Books, Colchester. 291 pp.

Bernal-Sánchez, A. 2021.- Odonatos en la provincia de Cádiz. Sociedad Gaditana de Historia Natural 358 págs.

Boudot, J. P. & V. J. Kalkman (eds).- Atlas of the European dragonflies and damselflies.- KNNV publishing, the Netherlands.

Corbert, P. S., 1962.- A biology of dragonflies. Witherby, London 247 pp.

Dijkstra, K-D. & R. Lewington (eds.), 2006.- Field guide to the dragonflies of Britain and Europe. British Wildlife Publishing, Dorset. 320 pp.

Rubel F. & Kottek M. 2010. Observed and projected climate shifts 1901–2100 depicted by world maps of the Köppen- Geiger climate classification. *Meteorologische Zeitschrift* 19: 135-141. <https://doi.org/10.1127/0941-2948/2010/0430>

FOTOGRAFÍAS DEL ARTÍCULO:

Todas las fotografías que ilustran este artículo son propiedad de Arturo Bernal Sanchez.

Cómo detectar la presencia de *Paragomphus genei* (De Sélys-Longchamps, 1841)

Autores: Juan Rueda^{1,2} & Jesús M. Evangelio Pinach^{2,3}

¹Institut Cavanilles de Biodiversitat i Biologia Evolutiva (ICBiBE), Universitat de València. C/ Catedràtic José Beltrán Martínez, 2, 46980 Paterna València (España). juan.rueda@uv.es. <https://orcid.org/0000-0002-7629-8881>

²Sociedad Odonatológica de la Comunitat-Valenciana-Parotets. C/ Padre Vicente Cavanés, 5-12. 46900 Torrent (Valencia, España). <https://orcid.org/0000-0001-8501-1590>.

³Sociedad Entomológica y Ambiental de Castilla-La Mancha. C/ Londres, 7. 45003 - Toledo

Resumen

Paragomphus genei (De Sélys-Longchamps, 1841) es una libélula cuya distribución en la Península Ibérica está limitada a la mitad sur, aunque con ausencia de citas en algunos territorios como Albacete, Guadalajara, Comunidad Valenciana y Murcia. Esto puede ser debido a la dificultad que presenta la detección de los adultos, muy crípticos y de comportamiento discreto. Es por ello que el presente documento se centra en facilitar la localización de sus larvas en determinados ambientes, concretamente en charcas de minas a cielo abierto y canteras de áridos abandonadas. Para ello nos basamos en la experiencia adquirida por investigadores de Andalucía y Castilla-La Mancha.

Introducción

Paragomphus genei (Figs. 1 y 2) es una especie procedente de África que se habría establecido en la Península Ibérica sobre mitad del siglo pasado. En 1969 se detectó su presencia (Testard, 1975) en las inmediaciones del Parque Nacional de Doñana (Huelva) (Bernal, 2017). Entre 2011 y 2016 Bernal (2017) realiza una profunda búsqueda de la especie en la provincia de Cádiz. En la actualidad también se encuentra en las provincias castellanomanchegas de Ciudad Real, Cuenca, y Toledo (Piñeiro, 2019; Evangelio Pinach et al., 2020; Díaz-Martínez y Esteban-Resino, 2021). Casanueva et al., (2015) e Itcher (2015) la encuentran en Ávila (Castilla y León) y Evangelio Pinach (2021) confirma su reproducción en la misma provincia.



Figuras 1 y 2. Formas adultas de *Paragomphus genei*, hembra (izq.) y macho (dcha.) (Fotos: JM. Evangelio).

Cano Villegas & Carpintero (2014) la citan para Madrid mediante una fotografía en Biodiversidad Virtual de **López (2010)**. Posteriormente, **Álvarez Fidalgo et al. (2021)** la vuelven a detectar. Se encuentra también en Portugal (**Weihrauch y Weihrauch, 2003**) y en Extremadura (Torrejón et al., 2003). Con estos datos se podría decir que su presencia se limita a la mitad sur de la Península Ibérica, aunque hasta la fecha deberíamos excluir algunos territorios como Albacete, Comunidad Valenciana y Murcia al no haberse localizado en ellos (Prunier et al., 2015).

La primera descripción de su larva (**Fig. 3**) fue realizada en **1929 por Ander**.

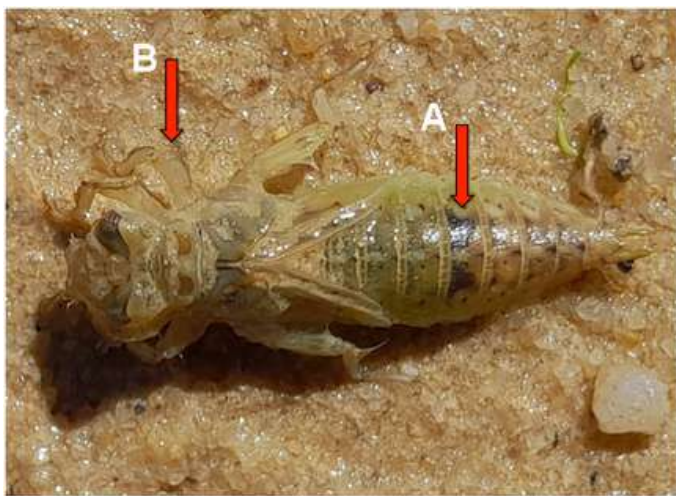


Figura 3. Larva de *Paragomphus genei* (Foto: JM. Evangelio). A: máculas; B: Patas especializadas con fémures y tibias cortas y musculosas para excavar en sustrato arenoso.

Objetivos

Con el presente documento pretendemos dar a conocer algunos caracteres y comportamientos que faciliten la búsqueda y la identificación de la especie en su fase de larva.

Material y método

En esta especie, a diferencia de la mayoría de sus congéneres de la misma familia Gomphidae, las larvas se desarrollan en ambientes playeros de zonas someras, soleadas y de escasa vegetación, de ríos y lagunas. En éstas últimas suele ocupar canteras de áridos y/o antiguas minas de caolín abandonadas (**Fig. 4**). Parece que la granulometría del sustrato presente en las mismas le favorece, ya que la larva se desenvuelve especialmente bien

enterrándose en el mismo en busca de alimento y refugio. De ahí que para su detección se deben recorrer las orillas y observar si existen rastros como los de la **figura 5**. Una vez localizados, utilizaremos un colador de acero inoxidable con los rebordes planos y realizaremos una recolección cuidadosa de las larvas para poder fotografiarlas e identificarlas. Posteriormente, se devuelven al medio para que puedan realizar su emergencia y poder observar los adultos a posteriori.



Figura 4. Playa arenosa de charca abandonada en zona minera (Foto: J. Rueda).



Figura 5. Rastros efectuados por una larva de *Paragomphus genei* (Foto: JM. Evangelio).

Discusiones

Al ser una especie poco frecuente y críptica con su entorno en su forma adulta, se aporta información relevante sobre algunos aspectos morfológicos de las larvas, así como de su comportamiento, que la diferencian de otras especies de la misma familia Gomphidae.

1.- Posee unas máculas oscuras (**Fig. 3A**) sobre el sexto segmento abdominal durante los cuatro últimos estadios.

2.- Las antenas poseen el cuarto artejo filiforme y divergente.

3.- Deja rastros muy marcados en sus desplazamientos (**Fig. 5**). Esto se debe a la especialización de sus patas, que al contrario que las del resto de gónfidos que habitan en la península, son más cortas, robustas y con mayor curvatura de sus uñas tarsales para poder penetrar en la arena y moverse en su interior (**Fig. 3B**).

4.- Debido a la morfología de sus patas, que le impiden trepar por sustratos verticales, la emergencia del adulto se produce en la misma orilla, incluso con el abdomen en el agua, o a muy pocos centímetros de la misma (**Fig. 6**).

5.- Las exuvias (restos del exoesqueleto tras la última muda) se encuentran en la orilla de los medios donde habita. Las máculas oscuras sobre el sexto segmento abdominal siguen siendo visibles, lo que las diferencia de otras especies de gónfidos.



Figura 6. *Paragomphus genei* sobre su exuvia, tras la emergencia (Foto: JM. Evangelio).

Referencias

Álvarez Fidalgo A., Miralles-Núñez A., Cabanillas D. 2021. Lista preliminar de los odonatos (Insecta, Odonata) de las Lagunas de Ambroz, un espacio amenazado en el término municipal de Madrid (España). *Boletín de la Sociedad Española de entomología* 45 (3-4): 229-236.

Bernal Sánchez A. 2017. Distribución actual de *Paragomphus genei* Sélys, 1841 (Odonata: Gomphidae) en la provincia de Cádiz y pautas para la localización y reconocimiento de sus larvas en los últimos estadios. *Revista de la Sociedad Gaditana de Historia Natural* 11: 7–12.

Cano-Villegas, F.J. & S. Carpintero-Ortega 2014. *Libélulas africanas en la Península Ibérica*. Quercus, 344: 34-44.

Casanueva P., Campos F., Santamaría T. 2015. Citas de las libélulas *Paragomphus genei* Sélys, 1841, *Orthetrum chrysostigma* (Burmeister, 1839) y *Brachythemis impartita* (Karsh, 1890) de Castilla y León, España (Odonata). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 57: 431–432.

Díaz-Martínez C., Esteban-Resino J. 2021. Nuevas localidades de *Paragomphus genei* Sélys, 1841 (Odonata, Gomphidae) en el centro de la península ibérica (Castilla–La Mancha; España). *Boletín de la Sociedad Española de Entomología* 45(1-2): 107–112.

Evangelio Pinach JM. 2021. Confirmación de la reproducción de *Paragomphus genei* Sélys, 1841 (Odonata: Gomphidae) en Castilla y León (España). *Zoolentia* 1: 89-94.

Evangelio Pinach JM., Notario Maroto C., Alcaide Gil MI., Torres López J., Muñoz Escribano J., López E., Flox Morales L., Morales de Campos P., Carro Redondo J.A., García–Pozuelo–Ramos C., Brotóns Padilla M., González Hitos M.J., Chelmick D., Ramos Sánchez J., Piñeiro Álvarez X. 2020. Nuevas aportaciones odonológicas (Odonata) para Castilla-La Mancha (centro-este de España). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 67: 343–362.

Ichter J. 2015. *Paragomphus genei*, especie nueva para Ávila y Castilla y León. *Boletín ROLA* 6: 85–86.

Piñeiro Álvarez X. 2019. Primera cita de *Paragomphus genei* Sélys, 1841 (Odonata, Gomphidae) para la provincia de Ciudad Real (Castilla–La Mancha, España). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 65: 231–232.

López A. 2010.

[https://www.biodiversidadvirtual.org/insectarium/Paragomphus-genei-\(Selys-1841\)-img139728.html](https://www.biodiversidadvirtual.org/insectarium/Paragomphus-genei-(Selys-1841)-img139728.html)

Prunier, F., M. Brotóns, M. Cabana, F. Campos, P. Casanueva, D. Chelmick, A. Cordero Rivera, C. Díaz-Martínez, J. M. Evangelio, J.A. Gainzarain, J. García-Moreno, M. Lockwood, L. Reyes, J. Mañani, I. Mezquita-Aramburu, J. Muddeman, F.J. Ocharan, F. Otero Pérez, E. Prieto-Lillo, C. Requena, J. Ripoll, F. Rodríguez Luque, P. Rodríguez, A. Romero, J. Salcedo, V. Salvador Vilariño, J. Sánchez Balibrea, R. Tamajón Gómez, A. Torralba-Burrial, C. Tovar, P. Winter & R. Zaldívar 2015. Actualización del inventario provincial de Odonatos de España peninsular e Islas Baleares. *Boletín de la ROLA*, 7: 5-40.

Testard P. 1975. Note sur l'émergence, le sex-ratio et l'activité des adultes de *Mesogomphus genei* Sélys, dans le sud de l'Espagne (Anisoptera: Gomphidae) *Odonatologica* 4: 11–26.

Torrejón J.M., Ferri F., Pérez-Bote J.L. 2005. Confirmación de la presencia de *Paragomphus genei* Sélys, 1841 en Extremadura (Odonata, Gomphidae). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 37: 248.

Weihrauch, F. y S. Weihrauch. 2003. Spring Odonata records from Alentejo (Portugal), Andalusia and Extremadura (Spain). *Opusc. Zool. Flumin.*, 207: 1-18.

ODONATOS EN EL CAMPO, UNO DE NUESTROS GRANDES ALIADOS

María Antonia Tugores Capó



Los ecosistemas agrícolas muchas veces son complicados. La presencia de un monocultivo, el exceso de abonado, un mal uso de plaguicidas y excesivas labores en el terreno, entre otras cosas, pueden provocar un desequilibrio que favorezca la aparición de plagas y enfermedades que merman las producciones.

Cuando uno se dedica al campo puede ver, año tras año, que hay patrones que se repiten, cosa que nos hace convertirnos en una especie de oráculo previsor de plagas y enfermedades. Siempre hemos combatido estas plagas a base de productos químicos, pero esta tendencia está cambiando. Tanto por nosotros mismos, que nos hemos dado cuenta que no es la solución única, como por el consumidor final, que cada vez aprecia más un producto respetuoso con el medioambiente.

Las empresas nos han ayudado también en este cometido ya que, de cada vez, los productos que tenemos en el mercado son más específicos y respetuosos con la fauna auxiliar, así como alternativas ecológicas de eficacia comprobada. Esto nos ha facilitado este cambio, pasar de una política de erradicación a una política en la cual seleccionamos un objetivo y usamos varios métodos para combatirlo, respetando nuestro entorno y cuidando del medioambiente.

Uno de los métodos al que damos más importancia y que cada vez intentamos inculcar más a nuestros agricultores, es el mantenimiento y la mejora de la biodiversidad en las explotaciones, les explicamos que no todos los insectos son un potencial enemigo, sino que hay insectos beneficiosos para el ecosistema y que nos ayudarán a combatir y controlar a las posibles plagas.

Como ejemplo de insectos que intentamos potenciar en nuestras explotaciones tenemos las mariquitas, los sírfidos, los neurópteros, himenópteros parasitoides, etc.

En este artículo hablaremos en concreto de los odonatos, un orden que siempre está en los ecosistemas pero que suele pasar desapercibido. El orden de los odonatos contiene a las libélulas y los caballitos del diablo. Es un grupo de insectos muy popular, son fácilmente observables, con colores vistosos y con un comportamiento carismático. Normalmente llaman mucho la atención, pero cuando se trabaja en el campo se convierten en parte del día a día y llegamos a no prestarles atención, hasta que nos damos cuenta de que no están.



Ejemplar de *Ischnura* sp. . Autora: María Antonia Tugores Capó.

Las ninfas suelen recibir el nombre de náyades debido a que no tienen fase de pupa y, por tanto, su metabolismo es simple (hemimetabolía). Para su desarrollo necesitan la presencia de agua hasta que tenga lugar la metamorfosis. Su principal característica es su aparato bucal modificado que le permite ser un gran depredador ya en estado de ninfa, alimentándose de insectos que encuentra en el agua o incluso de pequeños vertebrados.

Los adultos también poseen piezas bucales bien desarrolladas, del tipo masticador con grandes mandíbulas. Sus patas son robustas y poseen espolones que usan para cazar insectos al vuelo. Una de sus características más llamativas son sus dos grandes ojos compuestos.

Su reproducción es exclusivamente sexual y el apareamiento tiene lugar con frecuencia en pleno vuelo. La hembra realiza la puesta en el agua, donde nacerán las ninfas que pueden tardar más de un año en realizar la metamorfosis en la mayoría de las especies, mientras que el adulto logra vivir de tres a seis meses según la especie.

Durante toda su vida actúan como depredadores, suponiendo una valiosa fuente de control de determinados organismos acuáticos. A su vez, también son depredadas por peces y otros organismos superiores, siendo un recurso de gran importancia en las redes tróficas.

Debido a esta característica de depredación, los adultos de odonatos son muy interesantes en nuestras parcelas agrícolas, siendo grandes aliados para el control de plagas. No son enemigos naturales específicos de una especie o familia de insectos, sino que son bastante polívoros en cuanto a sus presas. No obstante, al igual que otras familias, suponen una gran ayuda y un aumento de la biodiversidad. Hay que destacar también la actuación de los odonatos como bioindicadores de áreas bien conservadas y libres de contaminantes.



Ejemplar de *Pyrrhosoma nymphula* cazando un díptero.

Una de las formas que tenemos de atraer a estos odonatos a nuestras explotaciones es mediante el cuidado de las balsas de riego o la creación de pequeñas pozas. Estas balsas deben tener un mantenimiento natural, mediante plantas purificadoras de agua, a poder ser. Aquellas balsas de riego mantenidas químicamente no suponen un atractivo para este orden.



Ejemplo de balsa naturalizada con vegetación.

La generación de pequeñas islas de biodiversidad dentro de las parcelas son también un punto importante a tener en cuenta. Estas pequeñas islas, elaboradas a partir de arbustos y plantas autóctonas, suponen un excelente refugio para los adultos y les habilita un pequeño hábitat de caza. El hecho de conseguir que los adultos permanezcan en nuestra explotación durante todo su ciclo de vida es muy interesante para nuestro pequeño ecosistema.

Pese a que las ninfas de odonatos son muy voraces, tenemos que ir con cuidado con las grandes sobrepoblaciones de mosquitos en nuestras balsas. En caso de tener un alto nivel de estos individuos, se puede plantear el uso de determinados productos específicos para el control eficaz de las larvas de algunos géneros más problemáticos, sin afectar a los otros organismos.

En conclusión, aunque no se puede determinar con exactitud el beneficio que supone una mayor abundancia de odonatos en nuestras explotaciones, pues son temas que no están del todo estudiados. Sabemos que estos presentan una gran mejora, tanto en biodiversidad, como en control de poblaciones, debido a su gran voracidad, y también como bioindicadores. Por tanto, habilitar espacios de los que disponemos en nuestra explotación y generar islas de biodiversidad para ellos y muchos otros insectos beneficiosos, son ideas que siempre serán bienvenidas cuando hablemos de la gestión integrada de plagas en nuestras parcelas agrícolas.

LEYENDAS Y MITOS DE NUESTROS ARTRÓPODOS



CABALLITOS DEL DIABLO

Fernando Sanchez Castilla

Hoy os quiero hablar de los "Caballitos del diablo", cuya leyenda tiene mucho que ver con Cantabria. Se dice que son montados por demonios, y que hasta uno de ellos por el mismísimo diablo. En la noche de San Juan y después de haber estado contenidos durante un año, todos cabalgan con su resoplido tan fuerte y frío como el cierzo de invierno que hace caer las hojas de los árboles. Sus ojos relumbran como brasas incandescentes. Según el mito, estos caballos del infierno fueron hombres pecadores que perdieron su alma y se vieron obligados a vagar por Cantabria el resto de la eternidad.

En la mañana de San Juan, es tradición en Cantabria echarse al monte a buscar las flores del agua que nacen en las fuentes y los tréboles de cuatro hojas brotados esa misma noche. Pero resulta muy difícil, ya que durante la noche los caballitos del diablo se han dedicado, pues su misión y maldad les obliga, a destruir las flores del agua y tréboles que han encontrado para evitar que los mozos y las mozas los encuentren. A veces, señalan los lugareños, los caballitos después de tan fatigosa búsqueda, se paran agotados y su saliva goteando se vuelve barras de oro que si son encontradas por algún hombre le traerán suerte y le harán inmensamente rico, pero cuando muere, su alma baja directamente al infierno.



Hembra de *Calopteryx haemorrhoidalis*

En ciertas regiones francesas se le atribuía la facultad de lanzar veneno a los ojos de sus perseguidores, en otras se decía que su mordedura era tan peligrosa como la de una salamandra (que, por cierto, no es nada peligrosa). E incluso se pensaba que si una persona era agredida por una libélula, necesitaba que se le amputase la parte afectada, si deseaba evitar la muerte. En Irlanda, Italia y Escocia se consideraban brujas que vivían en el bosque. Mientras que en Estados Unidos se tenía la superstición de que las libélulas son capaces de coser la boca (algunas veces los oídos y los ojos) de los niños mentirosos.

Presentación de la Sociedad Odonatológica de la Comunidad Valenciana (SOCV)

El inicio de la Sociedad Odonatológica de la Comunidad Valenciana (SOCV) hay que buscarlo en el *Projecte Parotets*. *Parotets* funcionó en sus inicios como beneficiaria de las ayudas del *Proyecto Volcam* desde el año 2008 hasta 2011, siendo la entidad promotora en un principio *Fundem* y, más tarde, el *Museu Valencià d'Historia Natural* (MVHN) "*Fundación Entomológica Torres Sala*" que, junto al *Institut Cavanilles de Biodiversitat i Biología Evolutiva* (ICBiBE-CV) daban soporte científico al proyecto. Al desaparecer el MVHN por decisión del Ayuntamiento de Valencia y las ayudas del voluntariado *Parotets*, cuyo proyecto llegó a aglutinar más de 70 voluntarios, los supervivientes continuaron con las labores de seguimiento de odonatos contando en la actualidad con unos 30 miembros, de los cuales aproximadamente la mitad sigue participando activamente.

Con la idea de emancipación desde el grupo de *Voluntariat PAROTETS*, se planteó la posibilidad de creación de una Sociedad más potente, si cupiese, respecto del seguimiento de los odonatos de la Comunidad Valenciana y poder presentarnos legalmente ante la administración. De esta forma se creó la Sociedad Odonatológica de la Comunidad Valenciana (SOCV). En ésta se integran dos grupos principales: *Parotets* y *Blauverd*.

¿ Cuáles son los fines básicos de la Sociedad Odonatológica de la Comunidad Valenciana (SOCV)?

En los tiempos que corren, con una desaparición incesante de los insectos debido a la importante presión ejercida sobre nuestras especies y sobre los ecosistemas acuáticos y terrestres, sea por contaminación, tratamientos químicos, agricultura, urbanismo y/u otros motivos, se hacen imprescindibles los siguientes fines:

- El estudio y protección de las libélulas (Odonata) y sus hábitats en general, especialmente en la Comunitat Valenciana, impulsando el conocimiento y la investigación a través de la sensibilización, formación y participación ciudadana.



Logo de la SOCV

¡Necesitamos tu ayuda!

Con el fin de avanzar en nuestra labor de vigilancia sobre los sistemas acuáticos y sus odonatos, estamos necesitados de gente como tú, interesad@ en la supervivencia de uno de nuestros grupos de organismos más vistosos de la naturaleza después de las aves: las libélulas.

Puedes colaborar con nosotr@s de varias maneras, siendo determinante el aporte de citas de avistamiento de especies observadas y/o fotografiadas en algún lugar de la geografía valenciana. Realizar seguimiento de tus especies identificadas y vigilar el estado de sus poblaciones.

Tienes que tomar algunos datos y para ello te proporcionamos una tabla Excel para facilitarte las cosas. Entra en estos enlaces de Facebook para ver lo que se cuece:



Escribe un email a esta dirección y te contestaremos: socvparotets@gmail.com.

GALERÍA DEL LECTOR



Sympetrum striolatum (macho)
y *Sympetrum fonscolombii*
(hembra)



María Sánchez Vadillo



@Aguiliya7



Hoyo de Manzanares

GALERÍA DEL LECTOR



Trithemis kirbyi
Libélula africana.

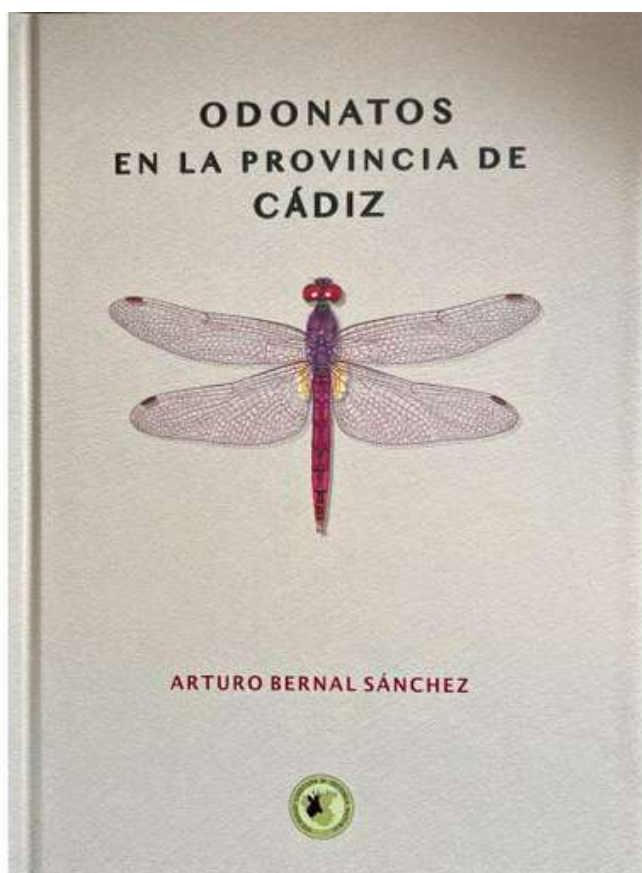
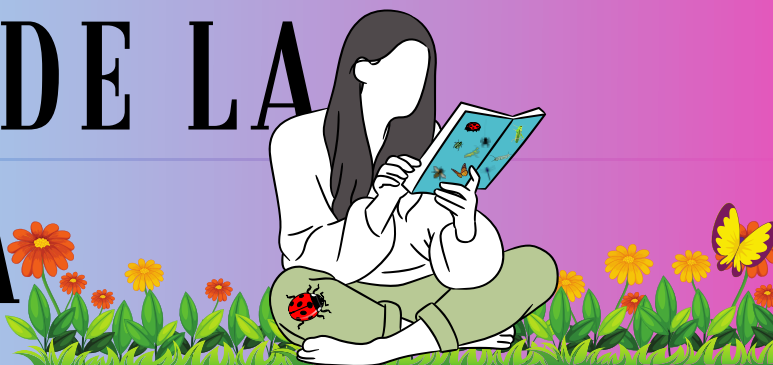


@BolboretaPhotoNature



Bédar - Almería

BIBLIOTECA DE LA ENTOMÓLOGA



TÍTULO: Odonatos en la provincia de Cádiz

AUTORA: Arturo Bernal Sánchez

EDITORIAL: Sociedad Gaditana de Historia Natural

AÑO DE EDICIÓN: 2021

FORMATO: tapa dura

DIMENSIONES: 18 x 25 cm

PRECIO: 35 euros

SINOPSIS: a lo largo de sus 360 páginas a todo color, podremos encontrar bien detalladas las 53 especies de odonatos (caballitos del diablo y libélulas) que están presentes en la provincia de Cádiz.

Esta guía, que es de un tamaño considerable, pero manejable y apta para salir con ella en nuestros muestreos al campo, no se limita únicamente a las fichas individuales de cada especie, sino

que tiene unos apartados previos introductorios, que la hacen muy interesante. Estos son:

- Sistemática
- Origen y evolución
- Morfología y fisiología
- Comportamiento
- Hábitats
- Clave familias

Las fichas de las especies están divididas en: Suborden ZYGOPTERA y Suborden ANISOPTERA, y a su vez clasificadas en familias.

Lo que más me gustó de esta guía, es que en las fichas de cada especie, vamos a poder encontrar ilustraciones tanto del adulto como de la fase larvaria, lo que sin duda da un valor añadido a este libro.

Sin duda recomiendo al 100% la adquisición de este ejemplar, cuyos beneficios irán destinados al «fondo editorial» de la Sociedad Gaditana de Historia Natural.

¡Colabora con nosotros!

Si te estás preguntando la manera en la que puedes colaborar con nosotros, sigue leyendo:

Soy un particular

Si te apasiona a entomología, la divulgación, la fotografía de naturaleza (tanto amateur como profesional) y, en definitiva, todo lo relacionado con el mundo de los artrópodos, puedes unirse al equipo de nuestra revista o simplemente enviar o proponer tus artículos. Escríbenos y cuéntanos de que manera te gustaría colaborar.

Soy una asociación, colectivo, universidad, centro docente u otro tipo de entidad

Si quieres dar a conocer alguna noticia relacionada con la entomología ibérica (ya sea a través de un artículo o bien en formato entrevista), ponte en contacto con nosotros a través del correo electrónico.

Soy una editorial, tienda de artículos entomológicos, academia de formación...

Si quieres que tu empresa salga anunciada en la revista no dudes en ponerte en contacto con nosotros y te indicaremos de qué manera puedes hacerlo.

Quiero ayudar económicamente a la Revista MundoArtrópodo

Como ya sabrás, todas las personas que trabajamos en esta revista lo hacemos de manera desinteresada y en nuestro tiempo libre, por lo que no cobramos nada por hacerlo.

La descarga de la revista es totalmente gratuita y tampoco ponemos publicidad donde nos paguen por hacerlo.

Pero el mantenimiento anual de la página web, así como el programa de maquetación, tienen unos gastos que a día de hoy corren por nuestra cuenta.

También nos gustaría poder hacer sorteos con mayor frecuencia en nuestras RRSS y en algún momento dado, poder sacar merchandising con el logo tan chulo que hemos diseñado.

Por todo esto, si lo que si quieres colaborar económicamente con la revista, puedes hacerlo haciendo click en la taza y por lo que te cuesta un café, nos ayudas a seguir ofreciéndote contenidos (realmente se puede hacer un ingreso del importe que uno elija, a partir de 1 euro).

Escríbenos a revista_mundoartropodo@hotmail.com .

