

***Lourdesiella* Bernabé, Huertas & Vives, nuevo género de la familia Stathmopodidae y descripción de la especie *Lourdesiella falcatum* Bernabé, Huertas & Vives, sp. nov. en la Península Ibérica (Lepidoptera: Gelechioidea)**

Pedro M. Bernabé-Ruiz, Manuel Huertas-Dionisio
& Antonio Vives Moreno

Resumen

Se describen el género monoespecífico *Lourdesiella* Bernabé, Huertas & Vives, gen. nov. (Stathmopodidae) y la especie *Lourdesiella falcatum* Bernabé, Huertas & Vives, sp. nov. (Stathmopodidae). Se realiza el análisis del gen mitocondrial citocromo oxidasa I (COI), AND código de barras para la nueva especie. Se ofrecen datos sobre su biología.

Palabras clave: Lepidoptera, Gelechioidea, Stathmopodidae, *Lourdesiella*, *Lourdesiella falcatum*, nuevo género, nueva especie, ADN código de barras, Península Ibérica.

Lourdesiella Bernabé, Huertas & Vives, new genus of the family Stathmopodidae and description of the species *Lourdesiella falcatum* Bernabé, Huertas & Vives, sp. nov. in the Iberian Peninsula (Lepidoptera: Gelechioidea)

Abstract

The monospecific genus *Lourdesiella* Bernabé, Huertas & Vives, gen. nov. (Stathmopodidae), and the species *Lourdesiella falcatum* Bernabé, Huertas & Vives, sp. nov. (Stathmopodidae) are described. Analysis of the mitochondrial cytochrome oxidase I (COI) gene, DNA barcode for the new species, is performed. Data on its biology are given.

Keywords: Lepidoptera, Gelechioidea, Stathmopodidae, *Lourdesiella*, *Lourdesiella falcatum*, new genus, new species, DNA barcoding, Iberian Peninsula.

Introducción

La familia Stathmopodidae fue citada por primera vez por Meyrick (1913), aunque se limitó a describir algunas especies sin ofrecer los caracteres diagnósticos de la familia. Posteriormente, Janse (1917) también cita la familia Stathmopodidae en una lista de especies, de tres géneros diferentes, de Sudáfrica. La primera revisión de la familia, a partir de especies encontradas en la región Paleártica y de ejemplares de especies de otras regiones faunísticas depositados en el NHMUK, la llevó a cabo Kasy (1973). En este trabajo, además de caracterizarse la familia Stathmopodidae, se describen las genitalias y las venas alares de cuarenta y cinco especies, repartidas en diez géneros. Más tarde, Falkovich

(1989), basándose principalmente en Kasy (1973), también describe la familia y la especie *Stathmopoda pedella* (Linnaeus, 1761). Posteriormente, Kostner & Sinev (2003) describen siete especies de dos géneros (*Stathmopoda* Herrich-Schäffer, 1853 y *Tortilia* Chrétien, 1908) al referirse a los Stathmopodidae europeos. En ninguno de los trabajos anteriores se detallan con precisión los estados inmaduros y, sólo recientemente, se han conocido algunos casos gracias al estudio de las asociaciones de las orugas con sus plantas hospedadoras (Shen et al. 2022; Terada, 2016). Aunque la clasificación de las especies de esta familia suele ser difícil, debido a la ausencia de caracteres morfológicos diagnósticos fiables (Shen et al. 2022), el que principalmente distingue a estos Microlepidoptera es la presencia de escamas piliformes en la parte superior de las tibias y tarsos de las patas traseras, así como la existencia de grupos de cerdas en la unión de sus articulaciones (Kasy, 1973; Koster & Sinev, 2003; Sinev, 2015).

En todo el mundo, según GBIF (Global Biodiversity Information Facility) (<http://www.gbif.org/>), servidor mundial que recoge información sobre biodiversidad y su geolocalización, la familia Stathmopodidae se compone de 423 especies descritas y repartidas en 26 géneros, en su mayoría de distribución tropical, principalmente indo-australiana. En España, actualmente, sólo se encuentra representada por seis especies: *Stathmopoda pedella* (Linnaeus [1760] 1761), *Stathmopoda auriferella* (Walker, 1864), *Tortilia flavella* Chrétien, 1908, *Tortilia flavescens* Falck & Karsholt, 2019, *Neomariania partinicensis* (Rebel, 1937) y *Neomariania rebeli* (Walsingham, 1984) (Falck & Karsholt, 2019; Vives Moreno, 2014). El número de registros de todas ellas en España es muy reducido. Según GBIF, de *S. pedella* únicamente aparece un registro en el País Vasco y otro de *N. partinicensis* en la provincia de Alicante; *S. auriferella*, *T. flavescens* y *N. rebeli*, solo se citan de las Islas Canarias (Falck & Karsholt, 2019); *T. flavella* se cita de la provincia de Granada (Koster & Sinev, 2003).

Además de comparar los elementos morfológicos de los ejemplares capturados, en todas las fases de desarrollo, también se ha empleado la herramienta propuesta para la identificación molecular de especies de Lepidoptera, o marcador del código de barras de ADN, que utiliza las secuencias nucleotídicas del marcador molecular mitocondrial Citocromo oxidasa I (COI) (Hebert et al. 2003).

Los objetivos del presente trabajo consisten en realizar la descripción de una nueva especie de Stathmopodidae, así como en aportar detalles sobre su biología. Por otra parte, las diferencias morfológicas y genéticas obtenidas nos llevan a proponer también la creación de un nuevo género.

Material y métodos

Los ejemplares descritos se han capturado en el Parque Natural de la Sierra de Aracena y Picos de Arache, en el norte de la provincia de Huelva, España (Hoja 10x10 km 29SPB99). Los transectos diurnos de los muestreos sistemáticos efectuados durante las campañas 2020 y 2021, en el Barranco de Carabaña (Bernabé-Ruiz et al. 2020), permitieron localizar unas crisálidas singulares, protegidas por una sutil red blanca, sobre las hojas de un ejemplar de madreselva (*Lonicera periclymenum* subsp. *hispanica* (Boiss. & Reut.) Nyman) (figura 1). Para la identificación de la especie botánica se ha seguido a Ruiz-Téllez & Devesa (2007). Se recolectó material vegetal de ese ejemplar de madreselva en el que se encontraron otras crisálidas, además de orugas y huevos. Las hojas con presencia de crisálidas se introdujeron en pequeños botes de polietileno transparente de 30 mililitros de capacidad a los que se le perforó la tapadera superior. Tras localizar algunas larvas vivas, también se introdujeron en botes idénticos junto con hojas frescas de la misma planta que permitieron seguir su ciclo biológico hasta obtener las crisálidas y, posteriormente, los adultos.

La terminología utilizada para describir el imago y la genitalia se sigue a Kasy (1973) y Koster & Sinev (2003).

Para obtener secuencias nucleotídicas del marcador molecular mitocondrial Citocromo oxidasa I (COI), se ha extraído ADN a partir de patas secas. Las muestras se han procesado en el Laboratorio de Análisis Molecular AndDNA, de Villaviciosa de Córdoba (Córdoba, España). La extracción del ADN se realizó mediante digestión proteolítica de la muestra, seguida de su concentración y purificación, mediante columnas de intercambio iónico. Para ello, se depositó la muestra en un tubo eppendorf de 0,2 ml y se añadieron 135 µl de tampón de lisis (0,3 g Tris, 0,93 g de KCl, 1,25 ml Tween 20, 250 ml de

agua destilada) y 15 µl de solución de Proteinasa K (50 % glicerol, 50 % tampón de lisis, 5 mM de CaCl₂, 20 mg/ml Proteinasa K). La mezcla se incubó durante doce horas a 37° C y el sobrenadante se purificó mediante el kit Genomic DNA clean-up (Macherey-Nagel). El ADN purificado se eluyó en 25 µl de agua para biología molecular. Una vez extraído el ADN, se realizaron reacciones de PCR (reacción en cadena de la polimerasa), mediante el siguiente programa: 94° C, 3 minutos; 40 ciclos de 94° C, 20 segundos; 54° C, 25 segundos; 72° C, 45 segundos; un ciclo de extensión final de 72° C, 5 minutos, empleando una combinación de primers específicos para la región COI (LEPFw₁: TTTATTCAACCAATCATAAAGATAT, LEPRv₁: TAAACTTCTGGATGTCCAAAAA). Por último, se obtuvo un fragmento de PCR que se purificó y se secuenció mediante tecnología Sanger en un analizador genético ABI3130. La longitud de la secuencia se ajustó a 614 bp mediante el uso del programa SeqMan, perteneciente al paquete de programas DNASTAR Lasergene (<https://dnastar.com>). Para alinear las secuencias y comparar su divergencia o similitud se ha empleado el programa MegAlign, del paquete de programas DNASTAR Lasergene. Se empleó el algoritmo Clustal W Method, con los parámetros por defecto. Finalmente, la secuencia obtenida se ha depositado en GenBank. Se ha comparado la divergencia genética de la secuencia obtenida para la región COI con otras similares depositadas en la base de datos de Boldsystems (https://www.boldsystems.org/index.php/IDS_OpenIdEngine) y de GenBank (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank>).

Los ejemplares capturados se han depositado en el Museo Nacional de Ciencias Naturales de Madrid, España (MNCN), holotipo ♂ y dos paratipos, 1 ♂ y 1 ♀ y en la Facultad de Ciencias Experimentales de la Universidad de Huelva, España (FCCEE), dos paratipos, 1 ♂ y 1 ♀.

Las preparaciones genitales se han basado en Robinson (1976), empleando resina soluble al agua DMHF. El material utilizado incluye, entre otros, un binocular Leica MZ6 y un Microscopio Leica ATC 2000. Las fotografías de los imagos se han obtenido con cámara réflex Nikon D-500 y objetivo Nikkor 60 mm, después, se han procesado con los programas Adobe Photoshop © y Helicon Focus ©.

Abreviaturas

ANIC:	Australian National Insect Collection (CSIRO), Canberra, Australia
BMNH:	The Natural History Museum, Londres, Reino Unido
c.d.n.g.:	carácter diagnóstico del nuevo género
FCCEE:	Facultad de Ciencias Experimentales de la Universidad de Huelva, Huelva, España
GBIF:	Global Biodiversity Information Facility
MNCN:	Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid, España
PNSAPA:	Parque Natural de la Sierra de Aracena y Picos de Aroche, Huelva, España
prep. gen.:	preparación de genitalia

Resultados

Los caracteres morfológicos observados en los ejemplares capturados que permiten establecer la adscripción a Stathmopodidae, se detallan a continuación:

Lourdesiella Bernabé, Huertas & Vives, gen. nov.

Especie tipo: *Lourdesiella falcatum* Bernabé, Huertas & Vives, sp. nov.

Diagnosis (figuras 2-6): Especie de pequeño tamaño. Cabeza bien desarrollada, sin ocelos; vértex con pelos escamiformes enfrentados (c.d.n.g.). Palpos labiales bien desarrollados, ligeramente curvados en el tercer segmento hacia la parte superior. Antenas cortas y densamente ciliadas; no alcanzan la mitad del ala delantera (c.d.n.g.); pecten con numerosas cerdas lineales en el escapo; presencia de escamas grandes en la parte superior de los primeros artejos del flagelo, que decrecen de tamaño progresivamente (c.d.n.g.). Alas anteriores apuntadas, con facies oblicuas de color marrón y fimbrias largas; también se aprecian dos pequeñas plúmulas en el margen dorsal (c.d.n.g.); las escamas de la cara inferior son

más oscuras en ambas alas; en reposo, las alas anteriores se mantienen semiabiertas, permitiendo observar el abdomen a través de las fimbrias (c.d.n.g.); las venas del ala anterior no presenta celdilla radial adicional en la parte anterior de la celda media; las venas r4 y r5 parten de un tronco común, delimitando al ápice del ala (c.d.n.g.) (figura 7). Tercer par de patas con algunos pelos pardo-oscuros en las articulaciones finales de la tibia y del tarso; otros pelos puntiagudos recubren la tibia y el primer segmento del tarso; los grupos de pelos presentes en las patas traseras no provocan que éstas deban estar extendidas hacia fuera o elevadas cuando el adulto se encuentra en reposo (c.d.n.g.). Abdomen sin espinas aparentes en los márgenes de los terguitos o en otras disposiciones (c.d.n.g.).

Genitalia del macho (figuras 8-11): Uncus ancho. Tegumen amplio. Gnatos muy poco desarrollado (c.d.n.g.). Valvas con la base ancha y ápice redondeado, cubiertas de numerosas cerdas en la cara interior. Anellus alargado (c.d.n.g.). Saccus de base triangular y extremo alargado (c.d.n.g.). Aedeagus largo, delgado y ligeramente curvado; sin proceso distal aparente, con un cornuti en la mitad de su longitud (c.d.n.g.).

Genitalia de la hembra (figuras 11a, 11b): Papilas anales desarrolladas, poco quitinizadas. Apófisis posteriores cortas; las anteriores bifurcadas (c.d.n.g.), de tamaño similar a las posteriores. Ductus seminalis muy cercano al ostium bursae (c.d.n.g.). Ductus bursae largo, membranoso y con numerosos pliegues en casi toda su longitud, con un engrosamiento singular en la mitad de su longitud (c.d.n.g.). Corpus bursae casi esférico, pequeño; no presenta signum (c.d.n.g.) (figura 1).

Estados inmaduros: oruga alargada sin patas ventrales (c.d.n.g.). La crisálida presenta setas que se destacan del cuerpo y el último urito con varias setas largas (c.d.n.g.). El capullo está hecho con hilo blanco en forma de red poco tupida muy característica, con hilos cortos en forma de espinas, que sobresalen de los bordes y permite ver la oruga o la crisálida en su interior (c.d.n.g.).

Detalles: Siguiendo a Vives Moreno (2014), tanto el género como la nueva especie, deberían colocarse detrás del género *Stathmopoda* Herrich-Schäffer, 1853.

Etimología: Este nuevo género se dedica a María Lourdes Morera Gálvez, esposa del primer autor, por su constante apoyo y estímulo.

***Lourdesiella falcatum* Bernabé, Huertas & Vives, sp. nov**

Material estudiado: Holotipo, 1 ♂, ESPAÑA, Huelva, Cortegana (P.N.S.A.P.A.), 600 m, 13-VII-2020 ex. larva, P. Bernabé leg., prep. gen. 20-180pb, depositado en el MNCN.

Paratipos 2 ♂ y 2 ♀: 1 ♂, ídem, ex. larva, 24-VI-2021, P. Bernabé leg., prep. gen. 21-211pb, MNCN; 1 ♀, ídem, 28-VI-2020 ex. larva, P. Bernabé leg., prep. gen. 20-177pb, MNCN; 1 ♂, ídem, ex. larva, 10-VII-2020, P. Bernabé leg., prep. gen. 20-215pb, FCCEE; 1 ♀, ídem, 13-VII-2020 ex. larva 24-VI-2021, P. Bernabé leg., prep. gen. 20-176pb, FCCEE.

Descripción del macho (figuras 2-5): Envergadura, 8,9 mm de promedio (8-10,5 mm, n=9). Cabeza bien desarrollada, vértex con pelos escamiformes grandes, erguidos y enfrentados, de color blanco; frente con pelos más pequeños también blancos. Palpos labiales de 0,6 mm, bien desarrollados, curvados hacia arriba, formado por tres segmentos de longitud similar y cubiertos de pelos blancos; del extremo superior del segundo segmento parten numerosos pelos negros que rodean al tercer segmento, salvo en su cara interna. Palpo maxilar poco aparente. Labro desarrollado, no enrollado en espiral, más corto que el palpo labial. Antenas blancas y cortas, que no superan la mitad del ala anterior, más anchas en su base; escapo con pecten de numerosas cerdas delgadas; flagelo filiforme, cubierto de numerosas setas; sus primeros segmentos presentan, en su cara superior, escamas grandes que decrecen de tamaño progresivamente. Tórax y tégulas recubiertos de escamas blanquecinas, salvo dos grupos de escamas pardo-oscuros a ambos lados de la zona posterior del tórax. Abdomen recubierto principalmente de escamas blanquecinas, salvo en el dorso de los segmentos 3º y 6º, que aparecen recubiertos de escamas pardo-oscuros; los segmentos 2º, 7º y 8º también presentan algunas escamas pardo-oscuros dispersas. Primer par de patas de 2,5 mm de longitud, con epífisis; recubiertas de escamas blanquecinas, con pelos pardo-oscuros en tibia y tarso. Segundo par de patas de 2,8 mm, blanquecinas con pelos pardo-oscuros en las articulaciones y dos espolones apicales en la tibia de longitud desigual, de 0,5 mm el mayor y de

0,25 mm el menor. Tercer par de patas de 4,3 mm, blanquecinas, con algunos pelos pardo-oscuros en las articulaciones finales de la tibia y del tarso; pelos blanquecinos puntiagudos recubren la tibia y el primer segmento del tarso; la tibia presenta un par de espolones medios de longitud desigual, de 0,8 y 0,4 mm, y otro par de espolones apicales también de longitud desigual, de 0,4 y 0,3 mm. Alas anteriores apuntadas, de entre 4,1 y 4,4 mm de longitud; fimbrias largas, con franjas de color blanquecino y otras marrón claras que se alternan; la cara superior presenta, en general, escamas blanquecinas; manchas de escamas marrón claras difusas, forman un triángulo en el extremo; manchas pequeñas de escamas pardo-oscuros se observan en la mitad del margen costal, en los bordes del triángulo del ápice y cercanas a la base del margen dorsal; también se aprecian dos pequeñas plúmulas de escamas pardo-oscuros en el margen dorsal; las escamas de la cara inferior, marrón oscuras; en actitud de reposo, las alas anteriores se mantienen semiabiertas, permitiendo observar el abdomen a través de las fimbrias. Alas posteriores de 3,2-3,6 mm de longitud, de color gris en su cara superior, también de color gris más oscuro en la inferior; frénulo formado por una sola cerda en ambos sexos. El diseño de las venas alares se muestra en la figura 7. En el abdomen no se aprecian espinas dispuestas perpendicularmente o en otras disposiciones, en los márgenes de los terguitos. La descripción de la hembra (figura 6) no difiere de la del macho salvo en su mayor envergadura (9,6 mm de promedio (9-10,5 mm, n=8)) y en la forma del abdomen, más abultado en los primeros segmentos de éstas. Además, cuando emergen de la crisálida, el abdomen de las hembras presenta un tenue tono verdoso que se disipa a las pocas horas.

Genitalia del macho (figuras 9-10): Uncus ancho con el extremo redondeado y ligeramente arqueado; su forma recuerda a una pequeña pala, con dos cerdas conspicuas en la base. Tegumen amplio, trapezoidal. Gnatos muy poco desarrollado. Valvas con la base ancha y ápice redondeado, cubiertas de numerosas cerdas en la cara interior de los dos tercios apicales. Anellus alargado, ligeramente curvado. Saccus de base triangular y extremo alargado que se prolonga hasta alcanzar al aedeagus. Éste es largo, delgado y ligeramente curvado, presenta un cornuti muy característico con forma de falcata, en la mitad de su longitud.

Genitalia de la hembra (figuras 11a, 11b): Papilas anales poco desarrolladas y poco quitinizadas. Antrum con forma de copa. Placa postvaginal con forma de octógono. Apófisis posteriores cortas y las anteriores bifurcadas, de tamaño similar a las posteriores. Ductus bursae largo, membranoso al principio, con numerosas espinas justo después del punto de unión con el ductus seminalis; presenta numerosos pliegues en casi toda su longitud, y un engrosamiento singular en la mitad, aproximadamente, formado por dos cuerpos arriñonados unidos. Corpus bursae casi esférico, membranoso, pequeño si se compara con la longitud del ductus bursae; no presenta signum.

Estados inmaduros. El huevo (figura 12) es muy característico, tiene forma de tonel, estriado, con varias extensiones curvas en el micrópilo, mide 0,40 mm de alto y 0,30 mm de ancho. La oruga (figuras 13-14) mide 4,50 mm de longitud, verde claro. Setas curvadas translúcidas, las D1 y D2 (dorsales) en un solo pináculo, la D1 más corta que la D2. En la zona central de cada segmento hasta la mitad del cuerpo, tiene manchas blancas. No tiene patas ventrales. Las patas torácicas gruesas y translúcidas. En el 9º urito, las setas son más largas que las del resto del cuerpo. La cápsula cefálica (figura 15) mide 0,30 mm, verde claro, los ocelos negros y las antenas translúcidas. El escudo protorácico de forma irregular, verde claro con manchas blancas (figura 16). El escudo anal (figura 17) pequeño, verde claro con tres manchas oscuras, las setas son cortas. La crisálida (figura 18) mide de 3,50 a 4,00 mm de longitud, verde claro al principio y más blanca al final, con setas que se destacan del cuerpo; cabeza redondeada y el último urito (figura 19) con ocho setas largas rubias. El capullo (figuras 1, 20) de 5 a 6 mm de longitud y de 2 a 3 mm de ancho, está hecho con hilo blanco en forma de red muy característica, con hilos cortos en forma de espinas, que sobresalen de los bordes. Lo realizan en una hoja, preferentemente en el envés, paralelo al nervio central o en el margen del limbo, de forma que permite ver la oruga o la crisálida en su interior.

Diagnosis molecular: Se intentó secuenciar los cinco ejemplares capturados aunque sólo se pudo conseguir en un ejemplar. Por razones desconocidas, el laboratorio sólo pudo aislar una secuencia obtenida de la región COI de uno de los ejemplares de *L. falcatum* sp. nov. (Paratipo ♀, ex. larva 28-VI-2020, prep. gen. 20-177pb), la cual se muestra a continuación (614 pares de bases, código de acceso a GenBank OQ873518):

N° Orden	Código Acceso Secuencias GenBank-BoldSystem/Especie/Id-Secuencia
1	OQ873518 <i>Lourdesiella falcatum</i> sp.n. 38360
2	FJ376649.1 <i>Thylacosceles</i> sp. 3 ex <i>Cyrtomium fortunei</i> isolate S8AK
3	FJ376650.1 <i>Thylacosceles</i> sp. 3 ex <i>Cyrtomium fortunei</i> var. <i>Clivicola</i> isolate S10AK
4	FJ376651.1 <i>Stathmopodinae</i> sp. ex <i>Dryopteris</i> sp. isolate S59AK
5	HM422448.1 <i>Stathmopodinae</i> sp. voucher USMET00662096
6	KF311868.1 <i>Atrijuglans hetaohei</i>
7	KF396228.1 <i>Calicotis crucifera</i> voucher 11ANIC-15764
8	KF396494.1 <i>Pseudaegeria</i> sp. AIC3 voucher 11ANIC-15722
9	KF397077.1 <i>Pseudaegeria polytita</i> voucher 11ANIC-15725
10	KF397126.1 <i>Mylocera</i> sp. ANIC3 voucher 11ANIC-15740
11	KF398186.1 <i>Pseudaegeria</i> sp. AIC3 voucher 11ANIC-15720
12	KF398891.1 <i>Pseudaegeria</i> sp. AIC1 voucher 11ANIC-15724
13	KF399233.1 <i>Dolophrosynella</i> sp. ANIC1 voucher 11ANIC-15745
14	KF400990.1 <i>Pseudaegeria</i> sp. AIC7 voucher 11ANIC-15729
15	KF402133.1 <i>Mylocera</i> sp. AIC2 voucher 11ANIC-15739
16	KF402179.1 <i>Pseudaegeria hyalia</i> voucher 11ANIC-15731
17	KF402625.1 <i>Dolophrosynella</i> sp. ANIC1 voucher 11ANIC-15747
18	KF402741.1 <i>Coracistis erythrocosma</i> voucher 11ANIC-15733
19	KF402842.1 <i>Pseudaegeria polytita</i> voucher 11ANIC-15718
20	KF403634.1 <i>Coracistis erythrocosma</i> voucher 11ANIC-15735
21	KF404836.1 <i>Snellenia capnora</i> voucher 11ANIC-15712
22	KF405381.1 <i>Mylocera</i> sp. ANIC3 voucher 11ANIC-15742
23	KF406198.1 <i>Dolophrosynella</i> sp. ANIC1 voucher 11ANIC-15748
24	KY323269.1 <i>Stathmopodidae</i> sp. AAG3468 voucher USM:ET:00720213
25	KY323304.1 <i>Stathmopodidae</i> sp. AAG3468 voucher USM:ET:00720171
26	LC717499.1 <i>Calicotis crucifera</i> ZYS093
27	MH415535.1 <i>Stathmopodidae</i> sp. CLV5454
28	MH415645.1 <i>Stathmopodidae</i> sp. BKR0258
29	MH416473.1 <i>Stathmopodidae</i> sp. DL14Z1-0021
30	MH417175.1 <i>Stathmopodidae</i> sp. BKR0099
31	MH417544.1 <i>Stathmopodidae</i> sp. KLM Lep 02254
32	MH417833.1 <i>Stathmopodidae</i> sp. BKR0088
33	MN852875.1 <i>Atkinsonia</i> sp. NKU WQY0095
34	MPGO4833-19 <i>Schreckensteimia felicella</i> . BIOUG50291-C06
35	HM873075.1 <i>Schreckensteimia festaliella</i> voucher MM06151
36	HM875873.1 <i>Schreckensteimia festaliella</i> voucher MM14070
37	KT148468.1 <i>Schreckensteimia erythriella</i> voucher BIOUG01521-C09
38	LEPNF028-14 <i>Schreckensteimia felicella</i> . CCDB-23267-A12
39	LOCBB521-06 <i>Schreckensteimia erythriella</i> . 06-BLLOC-1461
40	MG357653.1 <i>Schreckensteimia</i> sp. BIOUG26572-A06
41	MG360530.1 <i>Schreckensteimia</i> sp. BIOUG26572-A07
42	MG361014.1 <i>Schreckensteimia</i> sp. BIOUG26216-C10
43	MG361624.1 <i>Schreckensteimia</i> sp. BIOUG25482-A02
44	MG466515.1 <i>Schreckensteimia</i> sp. BIOUG21222-C04
45	MG467539.1 <i>Schreckensteimia</i> sp. BIOUG21222-D11
46	MG469083.1 <i>Schreckensteimia</i> sp. BIOUG21222-E02
47	MNAD037-07 <i>Schreckensteimia erythriella</i> . CNCLEP00027697
48	MNAD228-07 <i>Schreckensteimia</i> sp. CNCLEP00028667
49	MNAE087-07 <i>Schreckensteimia erythriella</i> . CNCLEP00031125

Tabla 1a.

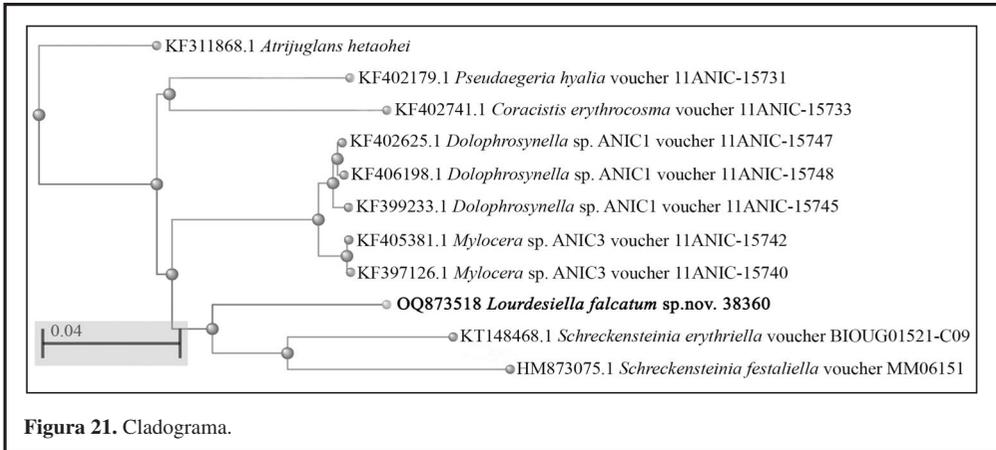
CACTTCACTAAGAATTATTATTTCGAGCCGAATTAGGAAATCCAGGATCTTTAATTGGAGATGA
 TCAAATTTATAATTCAATTGTTACAGCTCATGCATTTATTATAATTTTTTTTATAGTTATACCAAT
 TATAATTGGCGGATTTGGAAATTGATTAGTTCATTAATATTAGGAGCTCCAGATATGGCTTTT
 CCTCGAATAAATAATATAAGATTTTGATTACTCCCCCTTCTTTAATGTTATTAATTTCTAGAG
 GAATTGTAGAAAATGGGGCAGGAAGTGGATGAACAGTTTACCCCCCACTTTCATCAAATATT
 GCTCATAGAGGTATTCTGTTGATTAGCAATTTTTCATTACATTTAGCAGGAATTTCTTCA
 ATTTTAGGGGCTATTAACCTTTATTACAACAATTATTAATATAAAACCTAACGGAATAAATTTG
 ATCAATTAACATTATTTATTTGAGCTGTAGGAATTACAGCCCTTTTATTACTATTATCTCTTCCA
 GTATTAGCTGGTGTATTAATATTATTGACAGATCGAAATTTAAATACATCATTTTTTTGATCC
 TGCTGGAGGAGGGGATCCTATTCTTTATCAACATTTAT

El estudio realizado, mediante el uso del programa SeqMan, para alinear esta secuencia y comparar su divergencia/similitud con las depositadas en GenBank y Boldsystems se representa en las tablas 1a, 1b y 2. Se ha comparado con las secuencias públicas de las familias Stathmopodidae (de esta familia existen 151 BINs -Barcode Index Number- y 1.595 secuencias en Boldsystems), de forma que en la tabla 2 se muestran únicamente algunas de las secuencias más próximas, para demostrar que se supera el 2 % de divergencia, criterio seguido para separar especies dentro de la misma familia (Hausmann et al. 2011). También se han incluido dos secuencias de Schreckensteiniidae (de esta familia se conservan 10 BINs y 187 secuencias en Boldsystems) por la similitud de los estados inmaduros (huevo, oruga y capullo de la crisálida) de *L. falcatum* con los de *Schreckensteinia festaliella* (Hübner, [1819] 1796) (Buszko & Skalski, 1980; Ramadan, 2014). Según la tabla 1, la menor divergencia genética (13,4 y 13,6 %) se obtiene con las secuencias de Stathmopodidae de *Mylocera* sp. (KF397126.1 y KF405381.1, respectivamente) y *Dolophrosynella* sp. (KF406198.1 y KF399233.1, respectivamente). Ambos géneros son monoespecíficos (*Mylocera tenebrifera* Turner, 1898 y *Dolophrosynella balteata* Durrant, 1919) de individuos citados únicamente de Australia, según GBIF. Ambas especies fueron descritas por Turner (1897) y Durrant (1919), respectivamente. Las cuatro secuencias anteriores se han depositado en GenBank por Hebert et al. (2013), sobre ejemplares existentes en la sede de la ANIC, lo que garantiza la correcta adscripción de los ejemplares a los géneros citados y, por tanto, a la familia Stathmopodidae. En la tabla 1 también se comprueba una divergencia con las secuencias de *Schreckensteinia erythriella* Clemens, 1860 de un 14,3 %. Entre ellas, se encuentra la que se ha depositado en GenBank con código KT148468.1, por Hebert et al. (2016), que garantiza la correcta identificación de la especie.

		% Homología												
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11		
% Divergencia	1	■	87,8	87,8	87,6	87,6	87,4	87,0	86,8	86,1	85,9	84,7	1	OQ873518 <i>Lourdesiella falcatum</i> sp.nov. 38360
	2	13,4	■	98,7	99,4	98,9	99,6	87,8	84,1	89,3	88,7	88,7	2	KF406198.1 <i>Dolophrosynella</i> sp. ANIC1 voucher 11ANIC-15748
	3	13,4	1,4	■	98,5	99,8	98,3	87,6	83,7	89,5	88,7	88,7	3	KF397126.1 <i>Mylocera</i> sp. ANIC3 voucher 11ANIC-15740
	4	13,6	0,6	1,6	■	98,7	99,4	87,8	84,1	89,3	88,7	88,7	4	KF399233.1 <i>Dolophrosynella</i> sp. ANIC1 voucher 11ANIC-15745
	5	13,6	1,2	0,2	1,4	■	98,5	87,8	83,7	89,5	88,9	88,7	5	KF405381.1 <i>Mylocera</i> sp. ANIC3 voucher 11ANIC-15742
	6	13,8	0,4	1,7	0,6	1,6	■	87,6	83,9	89,1	88,5	88,5	6	KF402625.1 <i>Dolophrosynella</i> sp. ANIC1 voucher 11ANIC-15747
	7	14,3	13,4	13,6	13,4	13,4	13,6	■	88,7	86,7	84,1	85,9	7	KT148468.1 <i>Schreckensteinia erythriella</i> voucher BIOUG01521-C09
	8	14,5	17,8	18,3	17,8	18,3	18,1	12,2	■	83,8	82,0	85,3	8	HM873075.1 <i>Schreckensteinia festaliella</i> voucher MM06151
	9	15,4	11,6	11,3	11,6	11,3	11,8	14,7	18,2	■	87,9	90,1	9	KF311868.1 <i>Atrijuglans hetaohei</i>
	10	15,7	12,2	12,2	12,2	12,0	12,5	17,8	20,6	13,2	■	88,1	10	KF402741.1 <i>Coracisites erythrocosma</i> voucher 11ANIC-15733
	11	17,1	12,2	12,2	12,2	12,2	13,4	15,7	16,4	10,6	12,9	■	11	KF402179.1 <i>Pseudaegeria hyalia</i> voucher 11ANIC-15731

Tabla 2. Divergencia / Homología genética.

El cladograma (figura 21) muestra el código de acceso a GenBank o Boldsystems, seguido de la especie y del código privado de cada aislado. Se muestran las diferencias obtenidas entre la única secuencia aislada de *L. falcatum* y las secuencias de las especies de Stathmopodidae (y Schreckensteiniidae) más próximas existentes en las bases de datos consultadas.



Biología y distribución: Se han observado a las orugas mientras se alimentaban sobre su huésped, *L. periclymenum* subsp. *hispanica*. Se desplazan por las hojas y tallos alimentándose de los numerosos pelillos glandulares tan abundantes en esta especie botánica. Si no se mueven, son difíciles de ver porque el color verde claro y sus numerosas setas las camufla entre el abundante indumento de la planta. Su presencia no ha provocado daños externos apreciables ni síntomas de estrés en el huésped.

Se ha seguido en cautividad el ciclo biológico de 9 ♂ y 8 ♀, aunque sólo se han conservado los cinco ejemplares depositados, el resto se han liberado en el mismo lugar de su recolección, para cumplir con las condiciones de la autorización concedida. Ello ha permitido conocer que la fase de crisálida dura entre 11-14 días. Durante 2020, los adultos han volado entre el 21 de junio y el 13 de julio. Y en 2021, entre el 24 y el 27 de junio, sin apreciarse diferencias significativas entre sexos. No se han observado inmaduros ni adultos fuera del periodo primavera-verano, por tanto, se trata de una especie univoltina. La observación de ejemplares, vivos y aletargados, en fases larvarias L1-L2, a la salida del invierno de 2022, sugiere que esa es la fase en la que esta especie pasa el invierno.

Todos los individuos, en todas sus fases, de la nueva especie *L. falcatum* se han localizado sobre un único ejemplar de *L. periclymenum* subsp. *hispanica*. Se ha intentado localizar otros huéspedes de la misma especie botánica también parasitados, próximos al anterior, sin éxito.

Etimología: La nueva especie se refiere a la forma del cornuti del aedeagus, en el andropigio, por su similitud con el arma ibérica prerromana denominada *falcata*.

Discusión

Puede parecer sorprendente que aparezcan nuevas especies de Lepidoptera en un área tan prospectada como Europa. Sin embargo, los procedimientos de muestreos generalizados, basados en capturas mediante trampas de luz y transectos más o menos rápidos, no son suficientes para conocer en profundidad la comunidad de Lepidoptera de un lugar concreto (Bernabé-Ruiz, 2023; Huertas-Dionisio & Bernabé-Ruiz, 2020). Es probable que *L. falcatum* pasara inadvertida por no acudir a fuentes de luz y por no provocar daños apreciables en su huésped. Este trabajo es un nuevo ejemplo de que una observación minuciosa del entorno puede ofrecer resultados inesperados.

Kasy (1973), al referirse al género *Stathmopoda* Herrich-Schäffer, 1853, recoge que la delimitación de los géneros de Stathmopodidae es problemática y tiene la impresión de que se trata de una fa-

milia filogenéticamente joven y en pleno desarrollo. Aun así, en este trabajo, los caracteres morfológicos de los imagos (fundamentalmente, por sus patas traseras) y genitalia (sobre todo, por el andropigio) de los ejemplares estudiados permite, por un lado, su correcta adscripción a la familia Stathmopodidae y por otro, varios caracteres los distinguen del resto de géneros de esta familia (fundamentalmente, las características antenas, la ausencia de espinas en los terguitos, la presencia de plúmulas y las venas de las alas), la forma de varios elementos del andropigio (gnatos, anellus, saccus y aedeagus) y, sobre todo, elementos del ginopigio (papilas anales; ductus seminalis, ductus bursae y corpus bursae). Por otra parte, el estudio genético realizado a partir de la única secuencia obtenida permite establecer una divergencia muy alta sobre el resto de las especies de Stathmopodidae de las que se conservan secuencias que permitan establecer comparaciones fiables. Los géneros monoespecíficos de Stathmopodidae más próximos, *Mylocera* y *Dolophrosynella*, se diferencian claramente del nuevo género *Lourdesiella* (Durrant, 1919; Turner, 1897).

En este estudio, la descripción de los estados inmaduros refuerza las diferencias observadas con otras especies de Stathmopodidae (Kasy, 1973; Koster & Sinev, 2003; Shen & Hsu, 2020, 2023; Shen et al. 2022; Sinev, 2015; Terada, 2016). Esa diferencia se observa tanto en su morfología como en su biología. Sin embargo, los estados inmaduros de *L. falcatum* comparten características comunes con los de *S. festaliella*. La única similitud apreciable, a simple vista, entre los imagos de ambas especies es la posición de las alas en reposo (semiabiertas) y la longitud de las antenas, que apenas llegan a la mitad del margen costal. Sin embargo, la morfología de huevos, orugas y crisálidas (en esta última fase, concretamente, por la presencia de una red protectora) han permitido establecer cierto parentesco. Sin embargo, *S. festaliella* (así como *S. erythriella* y *S. felicella*) también difiere claramente en sus caracteres morfológicos y genitalia de *L. falcatum* (Buszko & Skalski, 1980; Powell & Opler, 2009; VanDyk, 2023). Puede resultar de interés, en futuros estudios sobre la familia Stathmopodidae, que las tres especies del género *Schreckensteiniella* anteriores, compartan con *L. falcatum* que son ectoparásitos especializados, aunque ésta última, en sentido estricto, no pueda considerarse como tal debido a que no ha provocado daños. Concretamente, *S. festaliella* de *Rubus* spp. (Rosaceae), *S. erythriella* de *Castilleja* spp. (Lamiaceae) y *S. felicella* de *Rhus* spp. (Anacardiaceae) (Powell & Opler, 2009; VanDyk, 2023). Ambos aspectos ecológicos (ectoparasitismo y mono-oligofagia) parecen aproximar filogenéticamente a las tres especies citadas con *L. falcatum*. De hecho, las divergencias genéticas observadas con la nueva especie (14,3 %) se diferencian muy poco de las obtenidas con los géneros más próximos de Stathmopodidae, *Dolophrosynella* y *Mylocera* (13,4 %).

Se desconoce la distribución real de la nueva especie. La hipótesis de que coincida con la de su único huésped conocido hasta ahora, *L. periclymenum* subsp. *hispanica*, resulta poco consistente. Ésta abarca gran parte del centro y del sur de la Península Ibérica y el norte de África (Ruiz-Téllez & Devesa, 2007; Ruiz-Torre, 2006). También es posible que se subestime la capacidad de dispersión por el viento de estos pequeños insectos; sus alas estrechas, dotadas de largas fimbrias, les podrían permitir colonizar nuevos territorios, aunque se encuentren a gran distancia. Así mismo, tampoco se puede descartar que su presencia tenga un origen antrópico, debido a que actualmente se producen movimientos migratorios a grandes distancias que podrían facilitar la dispersión de ésta y otras especies. Por cualquiera de los dos últimos motivos expuestos (Shen et al. 2022) su distribución podría ser mucho mayor e incluso tener su origen en la región indo-australiana, zona geográfica que alberga la mayoría de las especies de Stathmopodidae.

El estudio genético determina una divergencia con el resto de las especies de Stathmopodidae superior al 13%. Por tanto, muy superior al umbral del 2%, aceptado actualmente para separar especies próximas dentro de la misma familia (Hausmann et al. 2011). Esa diferencia genética tan elevada, superior al 10% entre especies de la misma familia, se ha observado también en otros trabajos que se refieren a taxones recientemente descubiertos, dentro del ámbito mediterráneo (Sterling et al. 2023). Además, se comprueba que las secuencias genéticas (COI) en Lepidoptera, necesarias para separar taxones próximos, deben ser respaldadas por otros datos morfológicos (preferiblemente, de todas las fases de desarrollo), genitales y ecológicos. Las diferencias morfológicas descritas de todas las fases estudiadas, el estudio genital y genético permiten separar a la nueva especie de las otras pertenecientes a la familia Stathmopodidae y describir el nuevo género *Lourdesiella*.

Agradecimientos

Los autores agradecen al Director-Conservador del Parque Natural de la Sierra de Aracena y Picos de Aroche, Antonio José López Fernández, la concesión de la autorización para desarrollar los muestreos. Al Doctor José Redondo Nevado, Director del laboratorio AndDNA, ubicado en Villaviciosa de Córdoba (Córdoba, España) la obtención de la secuencia de ADN.

Referencias

- Bernabé-Ruiz, P. M., Huertas-Dionisio, M., & Jiménez Nieva, F. J. (2020). Lepidópteros del paraje Barranco de Carabaña III (Cortegana-Huelva-España). Anualidad 2018. (Insecta: Lepidoptera). *Revista gaditana de Entomología*, 11(1), 171-196.
- Bernabé-Ruiz, P. M. (2023). Primera cita de *Bucculatrix alaternella* Constant, 1890, en el Parque Natural Sierra de Aracena y Picos de Aroche y en la provincia de Huelva (España). Notas sobre su biología y se describe la genitalia de la hembra (Lepidoptera: Bucculatricidae). *SHILAP Revista de lepidopterología*, 51(201), 89-93. <https://doi.org/10.57065/shilap.439>
- Buszko, J., & Skalski, A. W. (1980). Epermeniidae-Schreckensteiniidae. *Klucze do Oznaczania Owadów Polski. Część XXVII. Motyle-Lepidoptera, Zeszyt 22-23*. Polskie Towarzystwo Entomologiczne.
- Durrant, J. H. (1919). Three new genera of Tineina resembling Aegeriidae. *Novitates Zoologicae*, 26, 120-122. <https://doi.org/10.5962/bhl.part.5634>
- Falk, P., & Karsholt, O. (2019). New data on Praydidae, Oecophoridae, Stathmopodidae, Scythrididae and Cosmopterigidae from the Canary Islands, Spain (Insecta: Lepidoptera). *SHILAP Revista de lepidopterología*, 47(186), 325-340.
- Falkovich, M. I. (1989). Stathmopodidae. In G. S. Medvedev [et al.]. *Keys to the Insects of the European Part of the USSR Lepidoptera. Part II* (Vol. 4). Amerind Publishing Co. Pvt. Ltd.
- Hausmann, A., Haszprunar, G., & Hebert, P. D. N. (2011). DNA Barcoding the Geometrid Fauna of Bavaria (Lepidoptera): Successes, Surprises, and Questions. *PLoS ONE*, 6(2), e17134. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0017134>
- Hebert, P. D. N., Cywinska, A., Ball, S. L., & deWaard, J. R. (2003). Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings of the Royal Society B*, 270, 313-321. <https://doi.org/10.1098/rspb.2002.2218>
- Hebert, P. D. N., deWaard, J. R., Zakharov, E. V., Prosser, S. W. J., Sones, J. E., McKeown, J. T. A., Mantle, B., & La Salle, J. (2013). A DNA 'Barcode Blitz': Rapid Digitization and Sequencing of a Natural History Collection. *PLoS ONE*, 8(7), e68535. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0068535>
- Hebert, P. D. N., Ratnasingham, S., Zakharov, E.V., Telfer, A.C., Levesque-Beaudin, V., Milton, M.A., Pedersen, S., Jannetta, P., & deWaard, J. R. (2016) Counting animal species with DNA barcodes: Canadian insects. *Philosophical Transactions. Royal Society B*, 371, 20150333. <https://doi.org/10.1098/rstb.2015.0333>
- Huertas-Dionisio, M., & Bernabé-Ruiz, P. M. (2020). Estados inmaturos de Lepidoptera (LIX). *Nemapogon nevadella* (Caradja, 1920) en Huelva, España (Lepidoptera: Tineidae, Nemapogoninae). *SHILAP Revista de lepidopterología*, 48(190), 299-305. <https://doi.org/10.57065/shilap.399>
- Janse, A. J. T. (1917). *Check List of the South African Lepidoptera Heterocera*. Transvaal Museum. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.9002>
- Kasy, F. (1973). Beitrag zur Kenntnis der familie Stathmopodidae Meyrick, 1913 (Lepidoptera, Gelechioidea). *Tijdschrift voor entomologie* 116(13), 227-299.
- Koster, S. J. C., & Sinev, S. Y. (2003). Momphidae, Batrachedridae, Stathmopodidae, Agonoxenidae, Cosmopterigidae, Chrysopleiidae. *Microrolepidoptera of Europe* (Vol. 5). Apollo Books. <https://doi.org/10.1163/9789004473850>
- Meyrick, E. (1913). Descriptions of South African Micro-Lepidoptera. *Annals of the Transvaal Museum*, 3, 267-336. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.9702>
- Powell, J. A., & Opler, P.A. (2009). *Moths of Western North America*. University of California Press. <https://doi.org/10.1525/9780520943773>
- Ramadan, M. M. (2014). Blackberry skeletonizer moth, *Schreckensteinia festaliella*: natural distribution and egg parasitism on six *Rubus* species in tropical Hawaiian rainforest. State of Hawaii Department of Agriculture, Division of Plant Industry. Conference: XIVth International Seth Symposium on Biological Control of Weeds from March 2-7, 2014. <https://doi.org/10.13140/2.1.4475.8720>
- Ratnasingham, S., & Hebert, P. D. N. (2007). The Barcode of Life Data System (www.barcodinglife.org). *Molecular Ecology Notes*, 7, 355-364. <https://doi.org/10.1111/j.1471-8286.2007.01678.x>
- Robinson, G. S. (1976). The preparation of slides of Lepidoptera genitalia with special reference to the Microlepidoptera. *Entomologist's Gazette*, 27, 127-132.

- Ruiz-Téllez, T., & Devesa, J. A. (2007). Caprifoliaceae. In S. Castroviejo [et al.]. *Flora ibérica: plantas vasculares de la Península Ibérica e Islas Baleares* (Vol. 15, pp. 166-190). Real Jardín Botánico, CSIC.
- Ruiz-Torre, J. (2006). *Flora Mayor*. Organismo Autónomo de Parques Nacionales. Dirección General para la Biodiversidad.
- Shen, Z.-Y. & Hsu, Y.-F. (2020). The fern-feeding genus *Cuprina* Sinev, 1988 (Lepidoptera, Stathmopodidae), new for Taiwan, with descriptions of two new species. *ZooKeys*, 915, 117-126. <https://doi.org/10.3897/zookeys.915.46980>
- Shen, Z.-Y., Terada, T., & Hsu, Y.-F. (2022). The newly recorded fern-spore feeding moths in the genus *Calicotis* Meyrick 1889 (Lepidoptera: Stathmopodidae) from Taiwan, with notes on life history of three species. *Zoological Studies*, 61, 63. <https://doi.org/10.6620/ZS.2022.61-63>
- Shen, Z. Y., & Hsu, Y.-F. (2023). Rediscovering a species not seen for a hundred years, *Stathmopoda tacita* (Meyrick, 1913) (Lepidoptera, Stathmopodidae), with its unusual fern-spore-feeding life history. *Biodiversity Data Journal* 11, e101468. <https://doi.org/10.3897/BDJ.11.e101468>
- Sinev, S. Y. (2015). *World catalogue of bright-legged moths (Lepidoptera, Stathmopodidae)*. Zoological Institute of Russian Academy of Science.
- Sterling, M. J., Lees, D. C., & Grundy, D. (2023). *Xenotorodor stygioxanthus* gen. nov., sp. nov. (Lepidoptera, Lecithoceridae, Torodorinae), described from an established population in Spain with discussion of taxonomic placement. *Nota lepidopterologica*, 46, 103-123. <https://doi.org/10.3897/nl.46.101457>
- Terada, T. 2016. *Stathmopodidae in the insect of Japan* (Vol. 7). Touka Shobo.
- Turner, A. J. (1897). The Xyloryctidae of Queensland. *Annals of the Queensland Museum* (Vol. 4). Brisbane.
- VanDik, J. (2023). *BugGuide*. <https://bugguide.net>
- Vives Moreno, A. (2014). *Catálogo sistemático y sinonímico de los Lepidoptera de la Península Ibérica, de Ceuta, de Melilla y de las islas Azores, Baleares, Canarias, Madeira y Salvajes (Insecta: Lepidoptera)*. Improitalia.

*Pedro Miguel Bernabé-Ruiz
Departamento de Ciencias Integradas
Facultad de Ciencias Experimentales
Universidad de Huelva, Campus del Carmen
E-21071 Huelva
ESPAÑA / SPAIN
E-mail: pedromiguel.bernabe@gmail.com
<https://orcid.org/0000-0001-6325-2318>

Manuel Huertas Dionisio
Berdigón, 9, 4º-izq.
E-21003 Huelva
ESPAÑA / SPAIN
E-mail: huertasdionisio@gmail.com
<https://orcid.org/0000-0002-6758-1984>

Antonio Vives Moreno
Unidad de Producción de los Vegetales
E.T.S. de Ingeniería Agronómica,
Alimentación y Biosistemas
Universidad Politécnica de Madrid
Avenida de Puerta de Hierro, 2
E-28040 Madrid
ESPAÑA / SPAIN
E-mail: avives1954@outlook.es
<https://orcid.org/0000-0003-3772-2747>

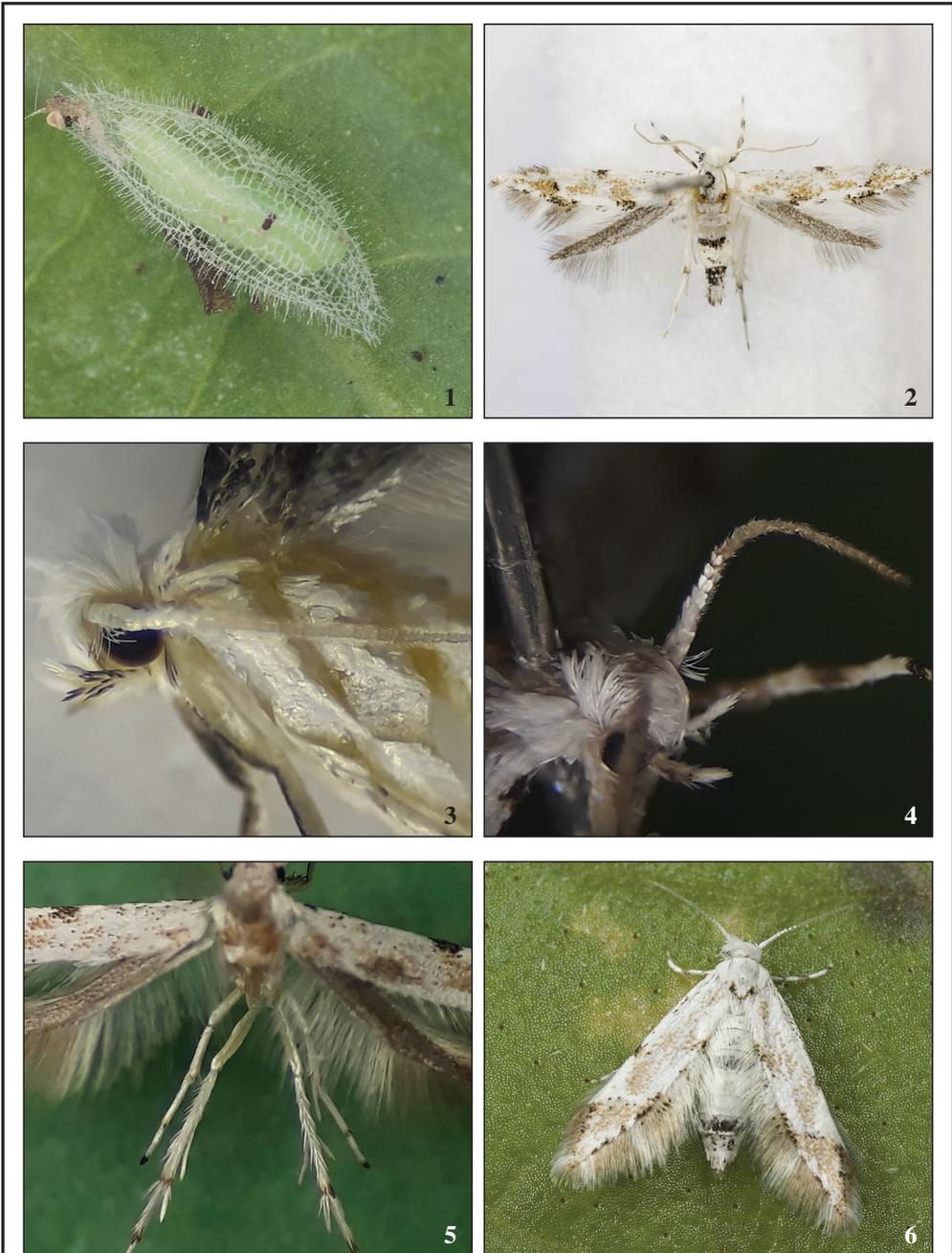
*Autor para la correspondencia / *Corresponding author*

(Recibido para publicación / *Received for publication* 2-V-2023)

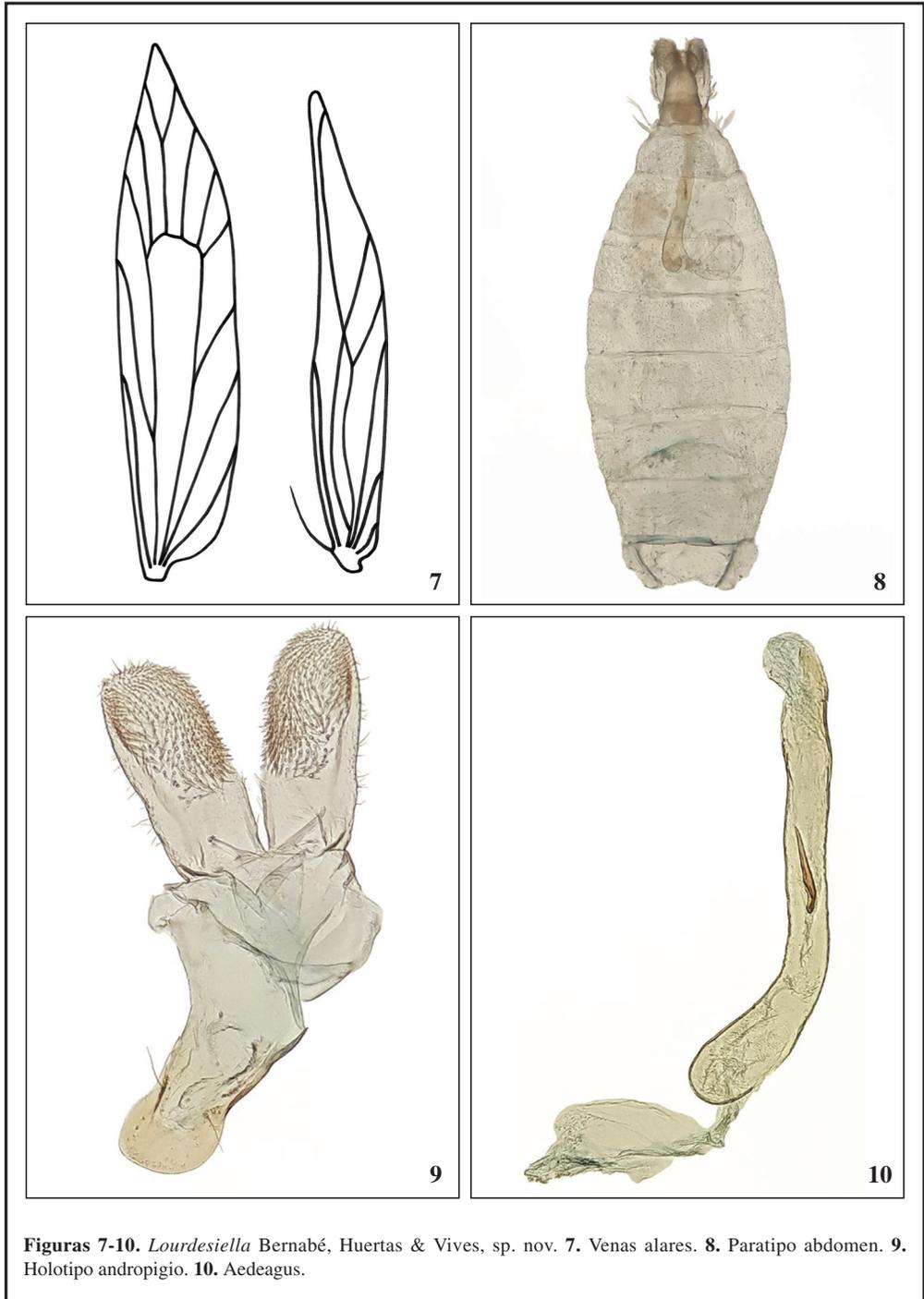
(Revisado y aceptado / *Revised and accepted* 26-X-2023)

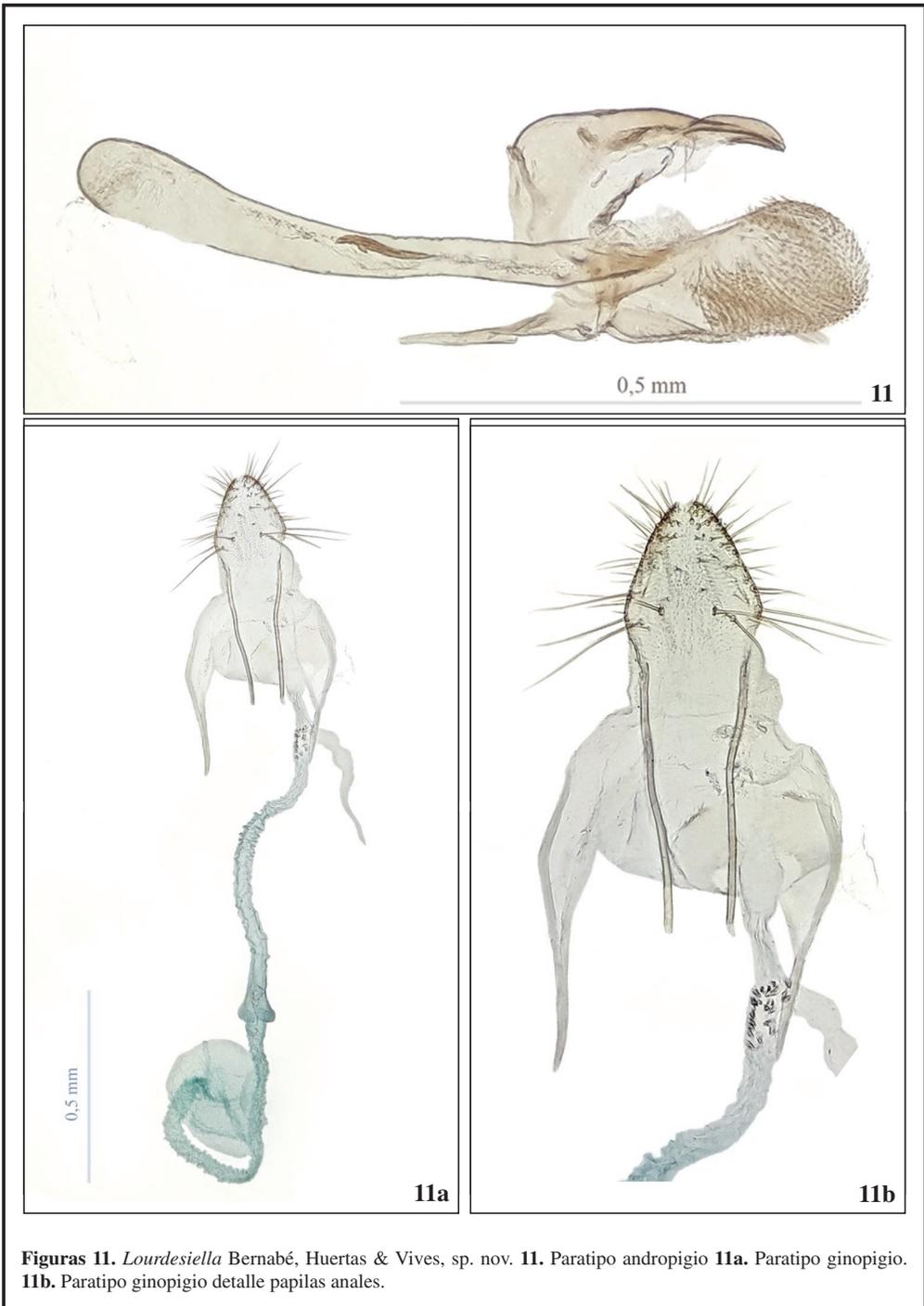
(Publicado / *Published* 30-XII-2023)

Derechos de autor: El autor(es). Este es un artículo de acceso abierto distribuido bajo los términos de la Licencia de Reconocimiento 4.0 Internacional de Creative Commons (CC BY 4.0), que permite el uso, distribución y reproducción sin restricciones en cualquier medio, siempre que se cite al autor original y la fuente. / **Copyright:** The author(s). This is an open access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution 4.0 International License (CC BY 4.0), which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original author and source are credited.

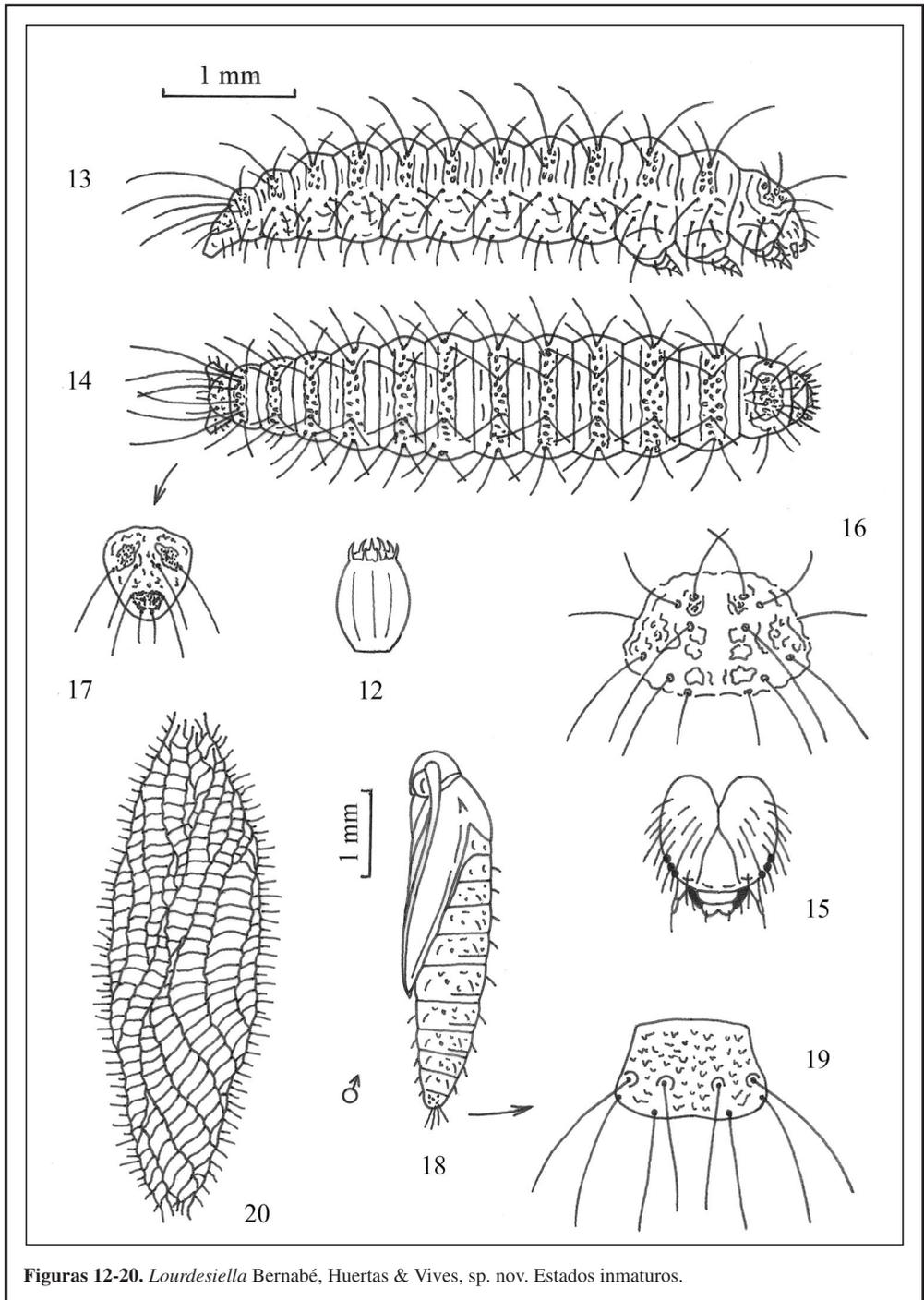


Figuras 1-6. *Lourdesiella* Bernabé, Huertas & Vives, sp. nov. **1.** Crisálida. **2.** Holotipo, Cortegana, Huelva, España. **3.** Paratipo palpos y escapo pectinado. **4.** Paratipo antena. **5.** Paratipo patas traseras. **6.** Paratipo.





Figuras 11. *Lourdesiella* Bernabé, Huertas & Vives, sp. nov. **11.** Paratipo andropigio **11a.** Paratipo ginopigio. **11b.** Paratipo ginopigio detalle papilas anales.



Figuras 12-20. *Lourdesiella* Bernabé, Huertas & Vives, sp. nov. Estados inmaduros.