

Ciclos biológicos del género *Agrotis* Ochsenheimer, 1816 en la España peninsular IV: *Agrotis herzogii* Rebel, 1911 (Lepidoptera: Noctuidae)

Carlos Alberto Antonietty ¹, Ángel Blázquez-Caselles ², Víctor Á. Garretas Muriel ³, Antonio Correas Marín ⁴ & Aquilino Albaladejo García ⁵

¹ c/ San Andrés, 8, 1ºA. E-21004 Huelva (ESPAÑA). e-mail: carlos.antonietty.adame@gmail.com

² c/ Esparraguera, 45. E-10600 Plasencia (Cáceres, ESPAÑA). e-mail: abcaselles@gmail.com

³ Pasaje Moleón, 6. E-49153 Venialbo (Zamora, ESPAÑA). e-mail: v.garretas@telefonica.net

⁴ c/ Concepción Gimeno Gil, 5, 4ºD. E-44600 Alcañiz (Teruel, ESPAÑA). e-mail: antoniocorreas@gmail.com

⁵ c/ Fernando Sánchez Agüera, 13. E-30120 El Palmar (Murcia, ESPAÑA). e-mail: albalatec@gmail.com

Resumen: Se presenta la cuarta entrega de la serie sobre los ciclos biológicos del género *Agrotis* Ochsenheimer, 1816 (Lepidoptera: Noctuidae) en la España peninsular, dedicada en esta ocasión a *Agrotis herzogii* Rebel, 1911, en la que se describen los estados preimaginales y su ciclo de vida en cautividad. Se analiza tanto la morfología externa de los imagos como su estructura genital, destacando aquellos caracteres que permiten su distinción de otras especies del grupo de *Agrotis puta* (Hübner, 1803). Finalmente, se describen sus hábitats en la provincia de Huelva (S.O. Andalucía), se evalúa su idoneidad para el establecimiento de la especie de forma permanente desde el punto de vista florístico y edafológico y se discute el estado actual de su distribución, así como los posibles factores que están fomentando su expansión.

Palabras clave: Lepidoptera, Noctuidae, *Agrotis herzogii*, ciclo biológico, España peninsular.

Abstract: Biological cycles of the genus *Agrotis* Ochsenheimer, 1816 in mainland Spain IV: *Agrotis herzogii* Rebel, 1911 (Lepidoptera: Noctuidae). The fourth issue of the series on the biological cycles of the genus *Agrotis* Ochsenheimer, 1816 (Lepidoptera: Noctuidae) in mainland Spain is presented, focused this time on *Agrotis herzogii* Rebel, 1911, where preimaginal stages and its lifecycle in captivity are described. External morphology and genital structure of adult individuals are analysed, highlighting those characters which allow its distinction from other species of the *Agrotis puta* (Hübner, 1803) group. Finally, its habitats in the province of Huelva (SW Andalusia) are described, their suitability for a permanent settlement of the species is assessed from a floristic and edaphological point of view, and also its current distribution is discussed, as well as possible factors that are promoting its expansion.

Key words: Lepidoptera, distribución, region of Campo de Cartagena-Mar Menor, Murcia, España.

Recibido: 6 de febrero de 2025

Aceptado: 28 de febrero de 2025

Publicado on-line: 9 de marzo de 2025

Introducción

Este trabajo constituye la cuarta entrega de la serie dedicada a las especies peninsulares del género *Agrotis* Ochsenheimer, 1816 (Lepidoptera: Noctuidae), que se centra fundamentalmente en el estudio de su ciclo de vida en cautividad, así como en la descripción de sus estadios preimaginales.

La especie objeto de estudio, *Agrotis herzogii* Rebel, 1911, se integra dentro del grupo de *Agrotis puta* (Hübner, 1803), que en la España continental se encuentra representado por la misma especie que da nombre al grupo, además de *A. catalaunensis* (Millière, 1873) (Fibiger, 1990, 1997; Fibiger et al., 2010; Yela et al., 2011; Moreno-Benítez & Yela, 2014).

Material y métodos

Los ejemplares fueron capturados en varios muestreos nocturnos enmarcados en un estudio sobre la lepidopterofauna del litoral onubense, donde se muestrearon distintos puntos dentro de los términos municipales de Huelva, Moguer, Palos de la Frontera y Punta Umbría, con una frecuencia bimensual, entre septiembre de 2022 y abril de 2023. Para la captura de los individuos se empleó un tubo de luz UV de 18W acoplado a un trípode, colocado a su vez sobre una sábana blanca dispuesta horizontalmente a modo de pantalla. De forma complementaria y durante el periodo definido, se visitaron varios puntos de alumbrado público ubicados en los distintos términos municipales mencionados.

Los imagos se transportaron individualmente en botes de plástico de 50 ml de volumen, refrigerados mediante bloques de gel acumulador de frío.

Para facilitar la puesta, se empleó un contenedor de plástico de 100x60x65 mm, cuyo interior se forró con papel absorbente microperforado, dejando libre una de las paredes de mayores dimensiones. Se practicó una abertura en la tapa superior de aproximadamente el 50% de su superficie. Bajo la misma se colocó un velo de polipropileno que permitiese la circulación del aire, para así evitar la condensación de agua en su interior. Los adultos se alimentaron con una solución de sacarosa al 50% y mediante un algodón impregnado en la misma que se colocó sobre el velo de polipropileno. Para estimular la puesta de los huevos, se llenó el fondo con 1-2 mm de arena recogida en la localidad de muestreo.

El contenedor se comprobó a diario para retirar y contabilizar los huevos depositados. Posteriormente, se colocaron en placas de Petri de 50 mm de diámetro, que a su vez se introdujeron en contenedores de las mismas dimensiones y características que el empleado para la puesta. Los huevos se mantuvieron en condiciones ambientales similares a las de la localidad de origen.

Tras la eclosión, las larvas neonatas se trasladaron a placas de Petri de 90 mm de diámetro que se llenaron con unos 2-3 mm de arena. El total de larvas se dividió en tres lotes: los lotes 1 y 2 se conservaron a temperatura ambiente en interior, mientras que el lote 3 se mantuvo en condiciones naturales, en la localidad de origen.

Las larvas del lote 1 se alimentaron con una mezcla de lechuga comercial, *Lactuca sativa* L., y *Taraxacum officinale* (L.) Weber ex F.H. Wigg., mientras que las de los lotes 2 y 3 se alimentaron con dieta artificial según la formulación desarrollada por Bergomaz & Boppré (1986). Para maximizar la disponibilidad del alimento ofrecido a las larvas, éste se dispuso sobre recortes de malla de plástico con una luz de 5 mm², evitando así que entrase en contacto directo con el sustrato. Esta metodología de cría se aplicó durante los dos primeros estadios larvarios.

A partir del tercer estadio de desarrollo, cada lote se subdividió (en su caso) y las larvas se cambiaron a tarrinas de plástico de Ø 100/120x65 mm (500 ml) cuyo fondo se cubrió con unos 20 mm de arena. Se practicó una abertura en la tapa superior de las tarrinas, de aproximadamente el 50% de su superficie y bajo ésta se colocó un velo de polipropileno. El alimento se dispuso sobre recortes de malla de plástico con una luz de 10 mm², para facilitar el acceso a la comida desde el interior de la arena. Las larvas se mantuvieron en estas condiciones hasta el cuarto estadio de desarrollo.

Respecto a las larvas de quinto y sexto estadio, cada lote se subdividió (en su caso) y las larvas se trasladaron a contenedores de plástico de 240x150x60 mm, cuyo fondo se cubrió con unos 40 mm de arena. Al igual que en los contenedores usados en estadios previos, la tapadera se recortó dejando una abertura de aproximadamente un 50% de su superficie, y bajo ésta se colocó un velo de polipropileno que se fijaría al cerrar el contenedor.

Para la pupación, se utilizaron los mismos contenedores que los empleados para las larvas de los últimos estadios. El interior de los mismos se forró de tul por encima del nivel de arena, para así facilitar el inflado de las alas tras la salida de los adultos.

Para la extracción y preparación de la estructura genital, se siguió la metodología descrita en Yélamos (1994), pero realizando un único aclaramiento en solución acuosa de hidróxido de potasio al 4% que se llevó a una temperatura próxima a la ebullición durante unos 5 minutos.

Transcurrido este tiempo, se practicó un corte longitudinal en sendos abdómenes para poder realizar la extracción conservando el mayor número de órganos posible y eliminando por completo los restos de tejido no esclerotizado. Una vez limpias, las estructuras genitales se sumergieron en una solución al 1% de negro de clorazol y alcohol de 70° durante unos minutos. Para eliminar el exceso de negro de clorazol se sumergieron sucesivamente en alcohol de 70° hasta alcanzar el nivel de tinción deseado y se montaron sobre portaobjetos de cristal, para lo que se utilizó como fijador DMHF (Dimetilhidantoína formaldehído).

Resultados y conclusiones

Se capturaron un total de tres ejemplares adultos el 2 de noviembre de 2022 en el Paraje Natural Enebrales de Punta Umbría, a una altitud de 6 m s.n.m. (UTM 29SPB71; datum ETRS89). Los individuos, dos machos y una hembra, acudieron a la luz entre las 20:00 y las 21:30 h. Respecto a los muestreos realizados bajo el alumbrado público, se capturó un individuo macho el 27 de diciembre de 2022, en una zona cercana al centro de visitantes del Paraje Natural de Marismas del Odiel, dentro del término municipal de Huelva, a una altitud de 5 m (UTM 29SPB82; datum ETRS89).

Todos los machos se sacrificaron, mientras que la hembra se capturó viva y posteriormente se trasladó al contenedor dispuesto para la puesta.

Durante la primera noche, la hembra depositó 20 huevos, 106 en la segunda y 48 en la tercera, sumando un total de 172 huevos. Aunque se siguió alimentando, murió al sexto día de ser capturada.

1. Imago.

Macho (Figs. 1 y 2). Escapos de color pardo. Antenas pardo-oscuros, bipectinadas ligeramente, y tan sólo en los dos primeros tercios de su longitud. Collar de color variable, por lo general similar al color de fondo de las alas, desde marrón claro a pardo oscuro, frecuentemente con escamas negras entremezcladas, bordeado por una banda más clara que puede llegar a ser de color crema o blanco en los ejemplares más oscuros. Tégulas de marrón a gris claro, habitualmente bordeadas de marrón oscuro o incluso negro. Abdomen de gris claro a blanco, virando a marrón claro en su extremo. Envergadura alar entre 30 y 36 mm, con una media de 32,3 mm (n = 7). Alas anteriores con color de fondo de marrón claro hasta gris. Presenta la maculación característica del patrón noctuoideo de forma completa. Marca claviforme alargada, de color marrón, delimitada por una fina línea negra. Marca orbicular igualmente alargada y bordeada de negro, con una banda concéntrica interior más ancha, de color crema, y una mancha central de color variable, que va desde marrón claro hasta casi negro. Mancha reniforme por lo general ligeramente elongada, casi subtriangular, bordeada de negro. Todas las líneas transversales presentes y bien diferenciadas. Venación apreciable, moderadamente oscura. Alas posteriores de color blanco puro y carentes de marca discal (Fig. 2). Línea marginal de color pardo claro, bordeada de una banda discontinua, muy tenue, que forma unas pequeñas marcas cuneiformes de color negro, y que se interrumpe en la segunda vena cubital. Fimbrias del mismo color que las alas posteriores.

Hembra (Figs. 3 y 4). Similar al macho, pero de mayor tamaño y con habitus ligeramente más grisáceo. Antenas filiformes. Envergadura alar entre 35 y 39 mm, con una media de 36,6 mm (n = 5).

En general, el habitus de *A. herzogi* es afín al de algunas formas de *A. puta*, aunque en esta especie el área basal de las alas anteriores es siempre de una tonalidad más oscura que el color de fondo. Otros rasgos distintivos que pueden ayudar a su identificación son el pectinado de las antenas en los machos, mucho más leve que en el resto de especies del grupo, además del color blanco puro de las alas posteriores y la ausencia de marca distal en ambos sexos.

2. Huevo.

Tiene forma de esferoide ligeramente achatado, y presenta un número indeterminado de costas radiales poco marcadas (Fig. 5). Puede mostrar irregularidades en su superficie fruto de la

acomodación al sustrato durante la oviposición, cuando el corion aún está blando. Posee un diámetro de 0,7 mm en su base. Inicialmente es de color amarillo pálido y se torna ligeramente más oscuro a medida que el embrión madura en su interior (Fig. 6).

3. Larva.

Las larvas neonatas miden aproximadamente 1,8 mm de longitud, son de color gris amarillento con la cápsula cefálica y escudo protorácico negros, y presentan una serie de puntos negros en la base de las setas, tanto en la región dorsal como en la lateral (Fig. 7). Tras ingerir alimento, adquieren una tonalidad ocre pálido, ligeramente coloreada por el contenido del tubo digestivo. Al concluir este estadio, las larvas alcanzan una longitud aproximada de entre 3,5 y 4 mm. Durante el segundo estadio de desarrollo conservan el mismo habitus, haciéndose más patente la coloración derivada del consumo de alimento (Fig. 8). Al finalizar este estadio, alcanzan una longitud de unos 6-7 mm. En el tercer estadio de desarrollo la cápsula cefálica adquiere una coloración marrón claro, al igual que el escudo protorácico, aunque este último es ligeramente translúcido. A su vez, el tegumento se vuelve ligeramente más oscuro que en los estadios anteriores, pero aún resulta patente el contenido del tubo digestivo (Figs. 9 y 10). Las larvas de esta edad presentan además tres líneas longitudinales claras que destacan sobre el tegumento, una en la zona dorsal siguiendo el eje central y otras dos en posición dorsolateral. En posición lateral también aparece una banda blanca justo por debajo de la línea de los estigmas respiratorios. Al terminar este estadio, alcanzan una longitud de entre 10 y 12 mm. Las larvas de cuarto estadio poseen un aspecto similar al anterior, aunque el tegumento se vuelve más opaco y ya no permite ver el contenido del tubo digestivo (Fig. 11). Al finalizar esta fase, las orugas alcanzan una longitud aproximada de entre 16 y 22 mm. En el quinto estadio de desarrollo las larvas adquieren su aspecto definitivo. Se tornan de un color ocre oscuro más uniforme en la región dorsal y más claro en los laterales (Fig. 12). La línea media dorsal prácticamente desaparece sobre el fondo, casi reduciéndose a los segmentos torácicos (Fig. 13), y las bandas claras dorsolaterales quedan más definidas en contraste con el resto del cuerpo, excepto en la porción final de cada segmento, donde se vuelven difusas y se oscurecen hasta prácticamente desaparecer en el espacio intersegmental. Esto da a las larvas un aspecto anillado característico que conservarán hasta el sexto y último estadio de desarrollo (Figs. 14, 15 y 16). Las larvas de quinto y sexto estadio alcanzan una longitud aproximada de 24-31 mm y 35-46 mm respectivamente. En la fase de prepupa, las bandas claras dorsolaterales y la zona ventral del cuerpo se oscurecen, adquiriendo una coloración amarillo-ocrácea. Tras vaciar por completo el contenido intestinal, las larvas reducen su longitud en más de un tercio.

4. Pupa.

La pupa (Figs. 17 y 18) se encuentra en el seno de un capullo construido con arena, con forma elipsoide, ligeramente deprimido transversalmente en su región central, de 22-26 mm de longitud y 11-13 mm de anchura, enterrado a una profundidad de entre 3 y 7 cm. Mide entre 18 y 22 mm de longitud y 5 o 6 mm de anchura.

Presenta una coloración blanco amarillenta tras la pupación y posteriormente se va tornando ámbar conforme la cutícula se va endureciendo. Destacan los espiráculos respiratorios de color negro visibles a lo largo de los segmentos abdominales (Fig. 17). El cremáster está constituido por dos espinas simples (Fig. 19).

5. Órganos genitales.

Andropigio (Fig. 20). Valva alargada, que se estrecha y se curva gradualmente hacia su extremo distal para formar un *cucullus* arqueado, con márgenes costal y ventral cóncavos y extremo ligeramente acuminado, con corona formada por un número variable de setas (18-24). *Clasper* con base escotada y extremo distal romo. *Aedeagus* alargado, muy similar al de *A. puta*, pero con estrechamientos en su base y en el extremo distal. *Vesica* estrecha, de aproximadamente 5 veces la longitud del *aedeagus*, que cuenta en su base con un pequeño divertículo basal y un corto cinturón de espinas esclerotizado; ápice de la *vesica*, subcilíndrico.

Ginopigio (Fig. 21). Apófisis posteriores de mayor longitud que las anteriores y con la punta levemente espatulada. *Corpus bursae* y *appendix bursae* alargados, con forma de lágrima, el segundo de más de dos veces la longitud del primero. *Papillae anales* alargadas, puntiagudas, lo que la diferencia de otras especies del grupo, que las tienen cortas y redondeadas o romas (Fibiger *et al.*, 2010; Feizpoor *et al.*, 2014).

6. Ciclo biológico.

El periodo de incubación de los huevos bajo las condiciones de cría fue de entre 6 y 8 días y su tasa de eclosión cercana al 100%. Las larvas neonatas, tras devorar parcialmente el corion del huevo, mostraron cierta tendencia a la dispersión aún en presencia de alimento. Probablemente, la finalidad de esta conducta sea eludir a sus congéneres para evitar el canibalismo (Fox, 1975; Kakimoto *et al.*, 2003; Garretas Muriel & Blázquez-Caselles, 2015). Pasadas unas 10-12 horas tras la eclosión, las larvas se estabilizaron, situándose sobre la superficie inferior de las porciones de dieta artificial o sobre el envés de las hojas, en su caso, siempre en contacto con el sustrato. Por lo general, se mantuvieron en esta posición para alimentarse durante el primer estadio de desarrollo, mostrando actividad tanto diurna como nocturna. La duración de este estadio fue de entre 3 y 5 días.

A partir del segundo estadio, las larvas comenzaron a enterrarse en el sustrato y a mostrar una actividad preferentemente nocturna, aunque se observaron algunos individuos alimentándose durante el día. Las larvas completaron este estadio en 6-9 días.

Al alcanzar el tercer estadio de desarrollo, las larvas limitaron su actividad exclusivamente a las horas de oscuridad, manteniéndose completamente enterradas bajo el sustrato durante el día. Para alimentarse se desenterraban parcialmente, mostrando tan sólo la cabeza y los segmentos torácicos. Sin embargo, eventualmente también se pudieron observar larvas desplazándose sobre el sustrato y durante un tiempo prolongado. Por lo general, este comportamiento se produjo con más frecuencia antes de la muda y a partir del cuarto estadio de desarrollo. Probablemente se desencadenara como respuesta a altas densidades poblacionales y en función del tamaño relativo de las larvas respecto a los contenedores. No obstante, no se produjeron ataques ni predación entre las larvas. Cabe destacar que en el transcurso de estos dos estadios se produjo una gran mortalidad entre las larvas del lote 1, cercana al 90%, por lo que se cuestiona la posible polifagia de la especie o, al menos, la calidad de las plantas utilizadas como nutricias potenciales. También es probable que a partir de cierto estadio las larvas se alimenten de tallos subterráneos y raíces, como así se indica en Kravchenko *et al.* (2006a). Para la realización de dicho trabajo se llevó a cabo la cría en cautividad a partir larvas recogidas en la naturaleza, donde se alimentaban de raíces de *Atriplex leucoclada* Boiss. Una vez en laboratorio, se alimentaron con partes aéreas de *Atriplex halimus* L., lo que presumiblemente produjo una gran mortalidad. Sin embargo, con la información disponible no es posible determinar si la mortalidad asociada se debía a la parte de la planta usada o a la planta en sí. En cuanto a la duración del tercer y cuarto estadio de desarrollo, fue de entre 10 y 12 y de entre 14 y 17 días respectivamente.

Durante los estadios quinto y sexto, las larvas mantuvieron el mismo comportamiento descrito para los estadios anteriores, pero con cierto aumento de la actividad sobre el sustrato a mitad del sexto estadio de desarrollo. Al igual que en estadios anteriores, también produjo un episodio de gran mortalidad, llegando hasta el 90%; en este caso, de las larvas del lote 2. Las larvas afectadas mostraron en un principio un tegumento ligeramente translúcido, así como un empaldecimiento general del cuerpo y, tras su muerte, secretaron un líquido de color grisáceo o crema. Aunque no resulta posible determinar la causa exacta de dicha mortalidad, los síntomas observados apuntan a una probable contaminación del sustrato con baculovirus, como así se indica en Harrison & Hoover (2012). La duración aproximada de los estadios quinto y sexto fue de 16-18 y 20-23 días respectivamente.

Una vez alcanzado su tamaño máximo al final del sexto estadio de desarrollo, las larvas se volvieron muy activas, desplazándose a gran velocidad y de forma aparentemente errática; fundamentalmente sobre el sustrato y durante la noche. Durante el día permanecieron inmóviles dentro del sustrato. Cabe destacar que el vaciado del contenido intestinal no se produjo de una vez,

sino que fue gradual, a lo largo de la primera semana. Como ya ocurrió anteriormente, se produjo un episodio de gran mortalidad, que en este caso afectó a las larvas del lote 3. Al igual que en el lote dos, los síntomas que mostraron las larvas se asemejaban a los provocados por baculovirus, como el empaldecimiento o la producción de secreciones tras la muerte del individuo, como se describe en Harrison & Hoover (2012). La duración aproximada de esta fase fue de 2 a 3 semanas, periodo tras el cual las larvas se estabilizaron. La mayor parte de las larvas permanecieron directamente sobre la superficie del sustrato, donde prepararon para pupar.

La pupación tuvo lugar entre los 7 y 12 días tras la estabilización. Muchas de las larvas que permanecieron sobre el sustrato murieron sin completar el proceso de pupación, otras mostraron metamorfosis intermedia o dieron lugar a pupas con malformaciones. La sintomatología descrita también apuntaría a la infección por baculovirus como posible causante (O'Reilly & Miller, 1989; Harrison & Hoover, 2012). Normalmente se produce como resultado de la inactivación de las hormonas de la muda debido al mecanismo de acción del virus (O'Reilly & Miller, 1989), y ocurre en individuos con una carga viral lo suficientemente baja como para permitirles concluir desarrollo larvario. En el caso de las larvas que construyeron capullo, la mayoría pupó sin mayor problema, por lo que es probable que la infección por baculovirus influyese en el comportamiento de las larvas impidiendo indirectamente la formación del capullo, o que lo hiciera directamente sobre su capacidad para construirlo.

La salida de los adultos se produjo entre 30 y 45 días desde la pupación. La mayor parte de las emergencias exitosas tuvo lugar entre los individuos que puparon en el interior de un capullo, mientras que muchos de los individuos que puparon sobre la superficie del sustrato mostraron complicaciones. Entre ellas, cabe destacar la dificultad para deshacerse de la exuvia de la pupa, de forma tanto parcial como total; así, algunos individuos murieron completamente desarrollados en el interior de la crisálida.

7. Hábitat.

En la zona de estudio, los primeros ejemplares se localizaron dentro de la franja de dunas secundarias, concretamente en una depresión interdunar dominada por la asociación botánica *Artemisio crithmifoliae-Armerietum pungentis* Rivas Goday & Rivas Mart. 1958 (Fig. 22). La presencia de *Thymus carnosus* Boiss. en la zona indicaba su adscripción a la subasociación *linarietosum lamarcki* (Costa et al., 1996). Además de la flora característica de la asociación, abundaban otros taxones propios de la duna primaria como *Lotus creticus* L., así como de las etapas maduras del ecosistema, como *Halimium halimifolium* (L.) Willk. o *Cistus salviifolius* L. Respecto al cuarto ejemplar capturado, se localizó en una zona bastante antropizada, rodeada de marisma alta (Fig. 23), dominada fundamentalmente por *A. halimus* y plantas herbáceas, entre las que destacaba la presencia de *Polygonum equisetiforme* Sm., *Sonchus oleraceus* L. y *Sonchus terrenimus* L. La vegetación del área en cuestión parece adscribirse a la asociación *Soncho-Atriplicetum halimi* Bolós & Molinier 1958, más propia de regiones semiáridas o áridas del levante español (Costa et al., 1996).

El hábitat dentro del sistema dunar muestra semejanzas con uno de los descritos por Kravchenko et al. (2006a) para esta especie en Israel, e incluso presenta ciertas similitudes respecto a la composición florística (Levin & Ben-Dor, 2004). Esto lo hace susceptible de ser colonizado por la especie, dado que resulta potencialmente apto para su reproducción y establecimiento. Sin embargo, *A. herzogi* no suele ser abundante en dunas litorales a pesar de ser un elemento erémico (Kravchenko et al., 2006a, 2006b), por lo que su presencia en la costa de Punta Umbría podría ser circunstancial. *Agrotis herzogi* es más bien una especie de hábitos desertícolas; está ligada a regiones áridas o semiáridas, donde habita fundamentalmente en wadis o depresiones poco profundas en las que la capa superficial del suelo está conformada por sedimentos blandos y la vegetación predominante se compone principalmente de arbustos del género *Atriplex* (Kravchenko et al., 2006a). Este ambiente presenta mayores similitudes con la zona donde se encontró el último ejemplar capturado, tanto en lo referente al sustrato como en lo que respecta a la presencia de posibles plantas nutricias.

8. Distribución.

Agrotis herzogi se encuentra distribuida a lo largo del norte de África, Anatolia, península arábiga, Irak e Irán, alcanzando la India al este (Fibiger, 1990). Existen registros de su presencia en islas mediterráneas como Sicilia, Malta, Cerdeña e islas griegas (Fibiger et al., 2010); sin embargo, raramente alcanza las costas de Europa continental. Aun así, se ha encontrado en la Costa Azul francesa (Bachelard et al., 2007), en el Algarve portugués (Corley et al., 2000, 2008), Grecia, Italia e incluso el sur de Inglaterra (Fibiger et al., 2010).

En cuanto a su distribución en la España peninsular, únicamente se ha registrado en las provincias de Málaga (Moreno-Benítez & Yela, 2014) y Huelva (Antonietty, 2022), correspondiendo esta última cita a los individuos capturados en la localidad de Punta Umbría que se han usado para el presente estudio (Fig. 24).

El número de observaciones de lepidópteros norteafricanos en el sur de la España peninsular parece seguir una tendencia ascendente desde hace varias décadas. Así, en los últimos años, se han registrado numerosas especies nuevas para nuestra fauna, todas procedentes del continente africano. Entre ellas, se encuentran elementos xerotermófilos como la especie que nos ocupa, *A. subspinifera* (Yela et al., 2011) o *Actebia photophila* (Guenée, 1852) (Skule & Nilsson, 2008), así como paleotropicales, como *Chrysodeixis acuta* (Walker, [1858]) (Knapp et al., 2022). En algunos casos, aún no se puede descartar una presencia meramente accidental, debido a individuos errantes. Sin embargo, en el caso particular de *A. herzogi*, el número de registros recientes resulta notable. Existe la posibilidad de que se esté produciendo una expansión al norte de su distribución en el contexto del cambio climático y como consecuencia del aumento de las temperaturas y las variaciones abruptas del régimen pluviométrico de muchas áreas del sur de nuestro país. En este sentido, se han hallado evidencias empíricas que demuestran la expansión hacia el norte del área de distribución (o hacia el sur, en el hemisferio sur) de muchas especies de lepidópteros (Hufnagel & Kocsis, 2011; Koshkin et al., 2021), e incluso la colonización de regiones templadas por parte de especies de distribución tropical o subtropical (Koshkin et al., 2021). También se han desarrollado modelos de carácter predictivo sobre la ampliación del área de distribución de algunas especies de importancia económica, que apuntan a su expansión o desplazamiento hacia latitudes más altas en un escenario de cambio climático (Ding et al., 2022; Fekrat & Farashi, 2022). La observación de individuos de *A. herzogi* en buen estado de conservación en varias localizaciones y fechas, y su presencia en hábitats potencialmente colonizables, nos inducen a pensar que el establecimiento de esta especie en el sur de nuestro país podría ser una realidad.

Agradecimientos

Los autores quieren manifestar su agradecimiento a D. Sergio Arjona Jiménez, viceconsejero de la Consejería de Sostenibilidad, Medio Ambiente y Economía Azul (en la actualidad, Consejería de Sostenibilidad y Medio Ambiente), y a D. Giuseppe Carlo Aloisio, exdirector general de Política Forestal y Biodiversidad de la misma Consejería, por la concesión de permisos para el muestreo de lepidópteros en Andalucía.

Bibliografía

ANTONIETTY, C.A. 2022. Primera cita de *Agrotis herzogi* Rebel, 1911 (Lepidoptera: Noctuidae) en la provincia de Huelva (Andalucía, sur de España). *Archivos Entomológicos*, **25**: 287-289.

BACHELARD, P., BÉRARD, R., COLOMB, C., DEMERGES, D., DOUX, Y., FOURNIER, F., GIBEAUX, C., MAEHLER, J., ROBINEAU, R., SCHMIT, P. & TAUTEL, C. 2007. *Guide des papillons nocturnes de France*. Delachaux & Niestlé, Paris. 287 pp.

- BERGOMAZ, R. & BOPPRÉ, M. 1986. A simple instant diet for rearing Arctiidae and other moths. *Journal of the Lepidopterists' Society*, **40**: 131-137.
- CORLEY, M.F.V., GARDINER, A.J., CLEERE, N. & WALLIS, P.D. 2000. Further additions to the Lepidoptera of Algarve, Portugal (Insecta: Lepidoptera). *SHILAP Revista de lepidopterología*, **28**(111): 245-319.
- CORLEY, M.F.V., MARABUTO, E., MARAVALHAS, E., PIRES, P. & CARDOSO, J.P. 2008. New and interesting Portuguese Lepidoptera records from 2007 (Insecta: Lepidoptera). *SHILAP Revista de lepidopterología*, **36**(143): 1-18.
- COSTA, J.C., LOUSÃ, M. & ESPÍRITO-SANTO, M.D. 1996. A vegetação do Parque Natural da Ria Formosa (Algarve, Portugal). *Studia Botanica*, **15**: 69-157.
- DING, W., LI, H. & WEN, J. 2022. Climate change impacts on the potential distribution of *Apocheima cinerarius* (Erschoff) (Lepidoptera: Geometridae). *Insects*, **13**(1), 59. [18 pp.].
- FEIZPOOR, SH., SHIRVANI, A., RASHKI, M. 2014. A Survey of the *Agrotis* of Iran. *Journal of Insect Science*, **14**(95): 1-21.
- FEKRAT, L. & FARASHI, A. 2022. Impacts of climatic changes on the worldwide potential geographical dispersal range of the leopard moth, *Zeuzera pyrina* (L.) (Lepidoptera: Cossidae). *Global Ecology and Conservation*, **34**: e02050. [10 pp.].
- FIBIGER, M. 1990. *Noctuinae I. Noctuidae Europaeae, vol. 1*. Entomological Press, Sorø. 208 pp.
- FIBIGER, M. 1997. *Noctuinae III. Noctuidae Europeae, vol. 3*. Entomological Press, Sorø. 418 pp.
- FIBIGER, M., RONKAY, L., YELA, J.L. & ZILLI, A. 2010. *Rivulinae, Boletobiinae, Hypenodinae, Araeopteroninae, Eublemminae, Hermininae, Hypeninae, Phytometrinae, Euteliinae and Microoctuinae. Supplement to volumes 1 - 11. Noctuidae Europaeae, vol. 12* (ed. M. Fibiger). Entomological Press, Sorø. 452 pp.
- FOX, L.R. 1975. Cannibalism in Natural Populations. *Annual Review of Ecology and Systematics*, **6**(1): 87-106.
- GARRETAS MURIEL, V.Á. & BLÁZQUEZ-CASELLES, Á.B. 2015. Ciclos biológicos del género *Agrotis* Ochs. en la España peninsular I: *Agrotis charoae* Yela, Fibiger, Zilli & Ronkay, 2010. (Lepidoptera: Noctuidae: Noctuinae). *Archivos Entomológicos*, **13**: 281-292.
- HARRISON, R. & HOOVER, K. 2012. *Baculoviruses and other occluded insect viruses*, pp. 73-131. En: VEGA, E.F. & KAYA, H.K. (eds.). *Insect Pathology*. 2nd edition. Elsevier, Amsterdam. 490 pp.
- HUFNAGEL, L. & KOCSIS, M. 2011. Impacts of climate change on Lepidoptera species and communities. *Applied Ecology and Environmental Research*, **9**(1): 43-72.
- KAKIMOTO, T., FUJISAKI, K., & MIYATAKE, T. 2003. Egg laying preference, larval dispersion, and cannibalism in *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). *Annals of the Entomological Society of America*, **96**(6): 793-798.
- KNAPP, S., ORTIZ, A.S. & YELA, J.L. 2022. *Chrysodeixis acuta* (Walker, [1858]) (Lepidoptera: Noctuidae: Plusiinae: Argyrogrammatini), new for Spain. *Chrysodeixis acuta* (Walker, [1858]) (Lepidoptera: Noctuidae: Plusiinae: Argyrogrammatini), nueva para España. *Archivos Entomológicos*, **25**: 333-338.

- KOSHKIN, E.S., BEZBORODOV, V.G. & KUZMIN, A.A. 2021. Range dynamics of some nemoral species of Lepidoptera in the Russian Far East due to climate change. *Ecologica Montenegrina*, **45**: 62-71.
- KRAVCHENKO, V.D., HAUSMANN, A. & MÜLLER, G.C. 2006a. Deserticolous Noctuidae from Israel: New host-plant records and description of larval habitats (Lepidoptera: Noctuidae). *Mitteilungen der Münchner Entomologischen Gesellschaft*, **96**: 29-42.
- KRAVCHENKO, V., ORLOVA, O., FIBIGER, M. & MÜLLER, G. 2006b. The Noctuinae (Lepidoptera: Noctuidae) of Israel. *SHILAP Revista de lepidopterología*, **34**(136): 353-370.
- LEVIN, N. & BEN-DOR, E. 2004. Monitoring sand dune stabilization along the coastal dunes of Ashdod-Nizanim, Israel, 1945-1999. *Journal of Arid Environments*, **58**(3): 335-355.
- MORENO-BENÍTEZ, J.M. & YELA, J.L. 2014. Primera cita de *Agrotis herzogi* Rebel, 1911 de España peninsular. (Lepidoptera: Noctuidae: Noctuinae). *Arquivos Entomológicos*, **12**: 189-190.
- O'REILLY, D.R. & MILLER, L.K. 1989. A baculovirus blocks insect molting by producing ecdysteroid UDP-glucosyl transferase. *Science*, **245**(4922): 1110-1112.
- SKULE, B. & NILSSON, D. 2008. *Actebia (Parexarnis) photophila* (Guenée, 1852) - a noctuid species new to mainland Spain and Europe - and records of *Cydia blackmoreana* (Walsingham, 1903) - a micro-moth also new to Spain (Lepidoptera: Noctuidae, Tortricidae). *SHILAP Revista de lepidopterología*, **36**(144): 431-434.
- YELA, J.L., RAMÍREZ MOGRERA, M. & VARGAS, S.M. 2011. *Agrotis sardzeana* Brandt, 1941 (Lepidoptera: Noctuidae) new to Europe. *Arquivos Entomológicos*, **5**: 89-99.
- YÉLAMOS, T. 1994. Preparación de genitales de insectos. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **8**: 35-36.



Fig. 1.- Macho adulto de *A. herzogi*. Punta Umbría (Huelva), 7-II-2023. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.

Fig. 2.- Imago macho de *A. herzogi* en colección. Punta Umbría (Huelva), 7-II-2023. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



2

Fig. 3.- Hembra adulta de *A. herzogi*. Punta Umbría (Huelva), 5-II-2023. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



3

Fig. 4.- Imago hembra en colección. Punta Umbría (Huelva), 7-II-2023. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



4



Fig. 5.- Huevos de *A. herzogi*. Punta Umbría (Huelva), 4-XI-2022. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



Fig. 6.- Huevos maduros de *A. herzogi*. Punta Umbría (Huelva), 9-XI-2022. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



Fig. 7.- Larva L1 de *A. herzogi*. Punta Umbría (Huelva), 9-XI-2022. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



Fig. 8.- Larva L2 de *A. herzogi*. Punta Umbría (Huelva), 12-XI-2022. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



Fig. 9.- Larva L3 de *A. herzogi*. Punta Umbría (Huelva), 23-XI-2022. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



Fig. 10.- Larva L3 de *A. herzogi* alimentada con dieta artificial. Punta Umbría (Huelva), 23-XI-2022. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



Fig. 11.- Larva L4 de *A. herzogi*. Punta Umbría (Huelva), 14-XII-2022. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.

11



Fig. 12.- Larva L5 de *A. herzogi*. Vista lateral. Punta Umbría (Huelva), 11-I-2023. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.

12



Fig. 13.- Larva L5 de *A. herzogi*. Vista dorsal. Punta Umbría (Huelva), 11-I-2023. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.

13



Fig. 14.- Larva L6 de *A. herzogi*. Vista lateral. Punta Umbría (Huelva), 17-I-2023. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



Fig. 15.- Larva L6 de *A. herzogi*. Vista dorsal. Punta Umbría (Huelva), 17-I-2023. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



Fig. 16.- Larva L6 de *A. herzogi*. Cápsula cefálica. Punta Umbría (Huelva), 17-I-2023. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.

Fig. 17.- Pupa de *A. herzogi*. Vista lateral. Punta Umbría (Huelva), 23-I-2023. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



17

Fig. 18.- Pupa de *A. herzogi*. Vista dorsal. Punta Umbría (Huelva), 23-I-2023. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



18

Fig. 19.- Pupa de *A. herzogi*. Detalle del cremáster. Punta Umbría (Huelva), 23-I-2023. Foto: Ángel Blázquez-Caselles.



19



Fig. 20.- Andropigio de *A. herzogi*. Punta Umbría (Huelva), 1-XI-2022. Foto: Víctor Á. Garretas Muriel.

Fig. 21.- Ginopigio de *A. herzogi*. Punta Umbría (Huelva), 11-III-2023. Foto: Víctor Á. Garretas Muriel



Fig. 22.- Depresión interdunar en el sistema dunar del Paraje Natural Enebrales de Punta Umbría. Punta Umbría (Huelva), 14-VI-2024. Fotografía: Carlos A. Antonietty.



23



Fig. 23.- Zona de marisma alta en el Paraje Natural Marismas del Odiel. Huelva (Huelva), 14-VI-2024. Fotografía: Carlos A. Antonietty.

24

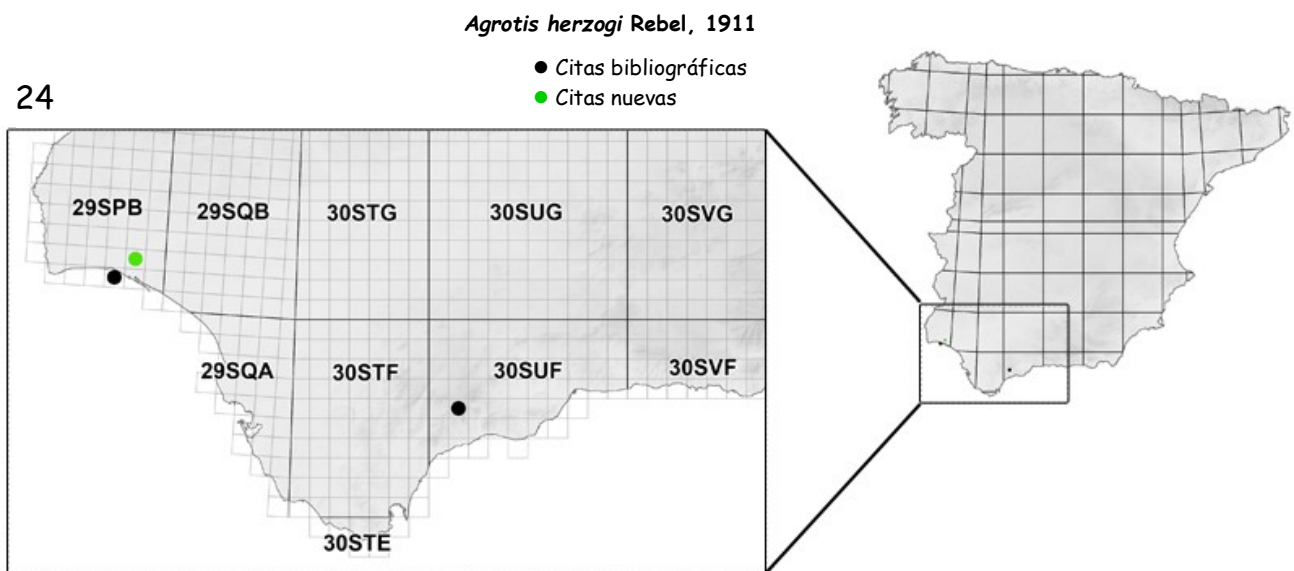


Fig. 24.- Mapa de distribución de *A. herzogi* en la España peninsular. Autor: Antonio Correas Marín.