

BOLETIN DE SANIDAD VEGETAL

Fuera de Serie - Nº 14 - 1988



CONTRIBUCION AL CONOCIMIENTO DE LA FAUNA DE ARTRÓPODOS PARASITOS DEL ALISO [*Alnus glutinosa* (L.) GAERTNER] Y SU CONTROL

JOSE MARIA COBOS SUAREZ



MINISTERIO DE AGRICULTURA PESCA Y ALIMENTACION
DIRECCION GENERAL DE LA PRODUCCION AGRARIA

Nuestra portada:
Larva de *Cimbex counata*,
vista lateralmente.

PROLOGO

Igual que existe «el hombre y su circunstancia», tenemos el árbol con la suya. Aquí éste se concreta al aliso y aquélla a los distintos factores propios y extraños que se ofrecen en los lugares hispanos en que él se encuentra enclavado.

El aliso en Europa —en eso que aún seguimos llamando así los españoles y de la que nos sentimos más fundadores que gestores— se le observa rodeado de unos parámetros ambientales, singularmente entomológicos, distintos en gran parte de los que ofrece en nuestro solar. A nivel mundial se han anotado sobre él cerca del medio millar de especies, de las que tan sólo medio centenar aparecen normalmente en España y entre éstas cuatro que no habían sido citadas anteriormente sobre Alnus.

El pobre aliso se ve atacado por doquier por esa pequeña, pero eficaz, legión de enemigos, unos desfoliándolo al masticar eventualmente sus hojas, otros —cual pequeños vampiros—, chupándoles sus jugos y ocasionando así su caída, y los más tenaces, perforando su corteza y madera, donde construyen el abrigo y galerías en el que desarrollará su descendencia.

Toda esta dañina cohorte no acude al aliso al mismo tiempo; lo hace por épocas; en unas llegan más y en otras menos, siendo también variable con ello el daño ocasionado, según época y lugar lo hagan, sobre un árbol aislado, sobre una zona marginal o claro del bosque y que los alisos afectados sean de poca edad, viejos o estén poco sanos. Lo que sobre ello tenga que hacerse, a fin de limitar o cortar el daño, es gestión privativa de la Administración. Ella, con sus eficaces medios y bien guiada, efectuará lo pertinente de forma que el aliso no sufra en demasía y mengüe por ello su no muy abundante presencia en España.

De ahí que, para comprender todo esto, tengamos que volver a nuestro punto de partida, pero a la inversa. Ya no es «el árbol y su circunstancia»; es el hombre con la suya. Su conocimiento del medio ambiente, su reacción y adaptabilidad al mismo y sus variantes, el espíritu de observación, la constante dedicación, a pesar de las adversidades climáticas y humanas, la continua busca de antecedentes publicados aquí y allá, en fin, una serie de parámetros que no es fácil concurren en una sola persona, pero que aquí, y para bien del aliso, sí aparecen en la que ha llevado a cabo este estudio, a quien con estas desilvanadas líneas felicitamos muy de verdad.

Eugenio Morales Agacino
Correspondiente de la Academia de
Agricultura de Francia

Indice

	<u>Pág.</u>
RESUMEN	11
SUMARY	13
AGRADECIMIENTOS	15
INTRODUCCION	17
Aspectos botánicos del aliso, <i>Alnus glutinosa</i> (L.) GAERTNER	19
Principales invertebrados parásitos del género <i>Alnus</i> en el mundo	45
OBJETIVOS	77
MATERIALES Y METODOS	81
RESULTADOS Y DISCUSION	87
Resultados	89
Artrópodos parásitos del aliso	91
Distribución geográfica de los artrópodos parásitos	92
Distribución mensual	93
Distribución en clases de «abundancia-escasez»	97
DESCRIPCION DE LAS ESPECIES DE ARTROPODOS PARASITOS ENCON- TRADOS	99
<i>Acalitus brevitarsus</i> (FOCKEU)	101
<i>Panonychus ulmi</i> (KOCH)	105
<i>Tetranychus urticae</i> KOCH	109
<i>Monosteira unicostata</i> (MULSANT y REY)	113
<i>Elasmucha grisea</i> LINNAEUS	119
<i>Pterocallis alni</i> (DE GEER)	125
<i>Pterocallis maculata</i> (VON HEYDEN)	129

<i>Paranthrene tabaniformis</i> (ROTTEMBURG)	133
<i>Sesia apiformis</i> (CLERCK)	137
<i>Synanthedon spheciformis</i> (DENIS y SCHIFFERMULLER)	141
<i>Coleophora serratella</i> (LINNAEUS)	145
<i>Cossus cossus</i> (LINNAEUS)	149
<i>Zeuzera pyrina</i> (LINNAEUS)	153
<i>Archips xylosteana</i> (LINNAEUS)	157
<i>Epinotia inmundana</i> (FISCHER VON ROESLERSTAM)	161
<i>Pandemis corylana</i> (FABRICIUS)	165
<i>Spilonota ocellana</i> (FABRICIUS)	169
<i>Odonestis pruni</i> (LINNAEUS)	173
<i>Poecilocampa populi</i> (LINNAEUS)	175
<i>Endromis versicolora</i> (LINNAEUS)	179
<i>Agriopsis marginaria</i> (FABRICIUS)	183
<i>Biston betularia</i> (LINNAEUS)	187
<i>Biston strataria</i> (HUFNAGEL)	189
<i>Cabera pusaria</i> (LINNAEUS)	193
<i>Ennomos alniaria</i> (LINNAEUS)	195
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERCK)	199
<i>Laothoe populi</i> (LINNAEUS)	201
<i>Mimas tiliae</i> (LINNAEUS)	203
<i>Smerinthus ocellata</i> (LINNAEUS)	207
<i>Furcula bicuspis</i> (BORKHAUSEN)	211
<i>Phalera bucephala</i> (LINNAEUS)	213
<i>Pheosia gnoma</i> (FABRICIUS)	217
<i>Elkneria pudibunda</i> (LINNAEUS)	219
<i>Porthetria dispar</i> (LINNAEUS)	223
<i>Acronicta alni</i> (LINNAEUS)	229
<i>Acronicta leporina</i> (LINNAEUS)	233
<i>Acronicta psi</i> (LINNAEUS)	237
<i>Catocala elocata</i> (ESPER)	241
<i>Orthosia incerta</i> (HUFNAGEL)	245
<i>Xiphydria camelus</i> LINNAEUS	249
<i>Cimbex connata</i> SKRANK	251
<i>Croesus septentrionalis</i> (LINNAEUS)	255
<i>Agrilus viridis</i> (LINNAEUS)	259
<i>Compsidia populnea</i> (LINNAEUS)	263

<i>Oberea linearis</i> (LINNAEUS)	267
<i>Saperda scalaris</i> (LINNAEUS)	271
<i>Agelastica alni</i> (LINNAEUS)	275
<i>Galerucella lineola</i> (FABRICIUS)	281
<i>Cryptorrhynchus lapathi</i> LINNAEUS	285
<i>Xyleborus dispar</i> FABRICIUS	289
CONCLUSIONES	293
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	297
ANEXO I: CUADROS	313

Resumen

El aliso, *Alnus glutinosa* (L.) GAERTNER, es un árbol o arbusto de hasta 20 metros de altura, que está presente en casi toda la Península Ibérica, con la excepción del Levante y Sureste peninsular, en forma de bosques-galería y sotos a lo largo de las riberas de los ríos y arroyos.

Esta especie arborea tiene gran importancia en los ecosistemas ripícolas por soportar perfectamente los suelos encharcados y tener una endosimbiosis de nódulos de raíz con actinomicetes del género *Frankia*, que le permite la asimilación directa del nitrógeno atmosférico.

Debido a estas características y a su crecimiento rápido se la emplea en la producción de biomasa de turno corto, en la recuperación de suelos forestales degradados o anegados y en plantaciones mixtas por su capacidad de mejora del suelo.

Sin embargo, el aliso es en la actualidad una especie poco utilizada en el sector económico forestal, aunque por sus peculiares características es previsible que en un futuro próximo tenga una mayor importancia.

El principal objetivo de este estudio es la realización de una investigación faunística con la determinación de las principales especies de artrópodos parásitos del aliso en España, precisando los más abundantes y/o potencialmente más peligrosos, bien por la naturaleza y gravedad de sus daños, como por su capacidad para alcanzar poblaciones numerosas, determinando lo mejor posible sus ciclos biológicos y los métodos de control de sus poblaciones más eficaces, económicos y selectivos, es decir menos perjudiciales para el ecosistema donde van a ser aplicados.

Asimismo se realiza una recopilación bibliográfica de las especies mundiales de invertebrados parásitos del género *Alnus*, en su calidad de huéspedes potenciales del aliso.

Se describe cada una de las 50 especies encontradas y se detallan su distribución geográfica, plantas huéspedes, biología, daños que provocan, parásitos y predadores conocidos y los métodos de control de sus poblaciones más recomendables.

Summary

The black alder, *Alnus glutinosa* (L.) GAERTNER, is a tree or shrub that can rise a height of 20 metres and can be found in nearly all the Iberian Peninsula, except the South-East of the Peninsula and groves in the riverside forests.

This specie of tree has great importance in the riverside ecosystems because it can grow in damp boggy ground and it has a root-nodule endosymbioses with actinomycete *Frankia* sp. as atmospheric nitrogenfixing symbiont.

Due to the characterists and to its rapid growth it is used in the production of biomass of short rotation, in forest soil reclamation and mixed species tree plantations.

However, the black alder is nowadays a specie not often used in the forestal economic, though due its peculiar characteristics it is predictable that in the near future it will have greater importance.

The main objeive of this study is the fulfillment of a faunistic investigation to determinate the main parasitic species of black alder in Spain, requiring the most abundant and/or potentially more dangerous, because of the nature and the seriousness of the damages, and of its capacity to reach numerous poblations determinating the best way possible its biological cycle and control methods of its populations more efficient, economical and selective, in other words harmful for the ecosystems where they are going to be applied.

Therefore, a bibliografy recopilation a of the world species of the parasite invertebrates that belong to *Alnus* spp., as potential pests of black alder, is made.

The 50 species founded are described and its geographical distribution, host plants, life cycle, damages, that they provoke, parasites and predators known and most recomendated control methods of its poblations are detailed.

Agradecimientos

Esta Tesis doctoral ha sido posible gracias a la dirección del profesor de la Escuela Técnica Superior de Ingenieros de Montes don Antonio Notario Gómez y a los consejos y sugerencias de todos los componentes del Departamento de Zoología y Entomología de dicha Escuela, y en especial a su director, profesor don Manuel García de Viedma é Hitos (†).

Mi agradecimiento a los doctores don Domingo Cadahía Cicuendez, jefe del Servicio de Campañas y Lucha Preventiva, y don Manuel Dávila Zurita, jefe de la Sección de Lucha Preventiva de dicho Servicio, ambos ingenieros de la Subdirección General de Sanidad Vegetal, por la inclusión de este trabajo dentro de los programas anuales de dicho organismo, lo que me permitió disponer del tiempo y de los medios necesarios para llevarlo a cabo.

A don Luis Ledesma Antón y a don Enrique Martín Bernal, ingenieros técnicos forestales de la Subdirección General de Sanidad Vegetal y del Centro de Protección Vegetal de la Diputación General de Aragón respectivamente, por la ayuda prestada respecto a los métodos de control de algunas especies.

De gran valor fue la ayuda de don Fernando Puertas Tricas, ingeniero del Servicio de Montes del Gobierno de Navarra, que puso a mi disposición los vehículos de transporte y el personal de campo, que necesité para realizar las prospecciones del Valle de Baztán.

Asimismo, he de agradecer el interés demostrado por don Miguel Angel Madrid Luque y don Francisco Garín, ambos ingenieros de los Servicios de Montes de las Diputaciones de Alava y Guipúzcoa, respectivamente, en la localización de algunos taxones raros.

Al doctor don José Esteban Durán, jefe de proyectos del Departamento de Protección Vegetal del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias de Madrid, al doctor don Antonio Vives Moreno, secretario de la Sociedad Hispano Luso Americana de Lepidopterología (SHI-LAP) y colaborador del Instituto Nacional de Entomología, y a los doctores don Fernando García Marí y don Francisco Ferragut Pérez del Departamento de Entomología Agrícola de la Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos de Valencia, por la ayuda prestada en la identificación de algunos taxones.

Al entomólogo don Carlos Gómez de Aizpurúa y a don Francisco Sánchez Herrera por su amable y desinteresada cesión de parte del material fotográfico que ilustra esta publicación.

Mi más afectuoso agradecimiento a don Eugenio Morales Agacino por su valiosa ayuda y orientación bibliográfica y al doctor ingeniero de montes, don Santiago Soria Carreras, por el apoyo y ayudas prestadas.

He de agradecer también, la simpatía, el entusiasmo, buen hacer y dedicación, por encima de sus obligaciones, que vertieron en la realización de los trabajos de campo los capataces forestales don Juan Luis Carrascal Espino y don Ricardo Posada Fernández de la Subdirección

General de Sanidad Vegetal, así como a los celadores del Servicio de Montes del Gobierno de Navarra, don Julián Arregui Sáez y don Alejandro Aragón Morentín.

A mi hermano Pablo y a mis amigos Juan José Areces Maqueda y Juan Pedro Alvarez Martín, entusiastas amantes de la entomología, agradezco la ayuda prestada en la recopilación bibliográfica, los muestreos de campo y la elaboración del material fotográfico.

A don Andrés Pasamón Blánquez, por la realización de algunas de las ilustraciones de este trabajo y a doña Carmen Marcos Carmona por su cuidadosa labor en la escritura mecanográfica del mismo.

Y finalmente, mi agradecimiento a mis padres y a mi esposa por la paciencia demostrada durante la elaboración de este estudio, así como por los ánimos y consejos que en todo momento me han brindado.

Introducción

Aspectos botánicos del aliso,
Alnus glutinosa
(L.) GAERTNER

EL GENERO *ALNUS* EN EL MUNDO

El género *Alnus* (GAERTNER) pertenece a la división *Magnoliophyta*, clase *Magnoliopsida*, subclase *Hamamelidae*, orden *Fagales*, familia *Betulaceae* y tribu *Betuleae* (GOLA, NEGRI, CAPELLETTI, 1965).

Está constituido por árboles y arbustos, caracterizados por tener amentos con dos bracteolas para cada grupo de flores en la axila de cada bractea, las flores masculinas tienen cuatro estambres y de cuatro a cinco divisiones el periantio, y los lóbulos de las anteras brevemente separados por un conectivo furcado. Poseen dos flores femeninas en la axila de cada bractea. Los amentos fructíferos son parecidos a pequeñas piñas, de formas ovoideas o elipsoides, y las escamas pentalobuladas, gruesas, leñosas y muy persistentes (BALL, 1964).

La primera descripción de este género se encuentra en *Institutiones Rei Herbariae* (1700) de JOSEPH PITTON TOURNEFORT, y posteriormente redescrito por CARL LINNAEUS en *Genera Plantarum. Flora Lapponica* (1737) (JACKSON, 1885). LINNAEUS lo incluye en la familia *Cupuliferae*, y después GAERTNER lo adscribe a la familia *Betulaceae* (PRAIN, 1913).

Tiene las siguientes sinonimias: *Alnus* MILLER, 1754; *Alnaster* SPACH, 1841; *Alnobotula* SCHUR, 1858; *Clethropsis* SPACH, 1841, y *Semidiopsis* ZUMAG, 1849.

El género *Alnus* es relativamente extenso y variable. Se pueden encontrar especies de alisos en la mayor parte del Hemisferio Norte y en algunas zonas de Sudamérica.

La taxonomía del género siempre ha sido algo confusa debido a la gran variabilidad que existe entre las especies, al aislamiento y

divergencia de poblaciones de una misma especie, y a la natural hibridación intraespecífica (HALL, MAYNAR, 1979).

Los siguientes autores han abordado, a lo largo de la historia de la botánica, la sistemática del género: SPACH (1841), REGEL (1861, 1865), WINKLER (1904), SCHNEIDER (1906, 1916), CALLIER (1918) y CEREPAKOV (1955) y en los últimos años MURAI (1964) y FURLOW (1979) que han ofrecido notas aclaratorias muy importantes.

Con estos antecedentes BORATYNSKA (1982) divide el género *Alnus* en dos subgéneros, *Alnaster* y *Gymnothyrsus*, que agrupan a 32 especies.

I. Subgénero *Alnaster* (SPACH) ENDL.

A. Sección *Bifurcatus* MIYABE Y KUDO

1. *Alnus sieboldiana* MATSUMURAE.
2. *A. firma* SIEB. y ZUCC.
3. *A. pendula* MATSUMURAE.

B. Sección *Alnobotula* (KOCH) MURAI

4. *A. crispa* (AIT.) PURSH
5. *A. viridis* (CHAIX) DECANDOLE

II. Subgénero *Gymnothyrsus* MURAI

C. Sección *Cremastogyne* WINKLER

6. *A. cremastogyne* BURKILL
7. *A. lanata* DUTHIE
8. *A. ferdinandi-coburgii* SCHNEIDER

D. Sección *Clethropsis* (SPACH) REGEL

9. *A. nepalensis* D. DON.
10. *A. nitida* (SPACH) ENDL.
11. *A. maritima* (MARSHALL) NUTTALL
12. *A. henryi* SCHNEIDER

E. Sección *Japonicae* MURAI

13. *A. japonica* (THUNBERG) STEUDEL
14. *A. trabeculosa* HANDEL-MAZZETTI
15. *A. subcordata* C. A. MEYER
16. *A. orientalis* DECNE
17. *A. cordata* (LOISEL) LOISEL
18. *A. jorulensis* H. B. K.
19. *A. acuminata* H. B. K.

F. Sección *Fauriae* MURAI

20. *A. serrulatoides* CALLIER
21. *A. fauriae* LEVEILLE y VANIOT

G. Sección *Glutinosae* MURAI

22. *A. inokumae* MURAI y KUSAKA
23. *A. matsumurae* CALLIER
24. *A. hirsuta* TURCZ
25. *A. glutinosa* (LINNAEUS) GAERTNER
26. *A. incana* (LINNAEUS) MOENCH
27. *A. rugosa* (D. ROI) SPRENGEL
28. *A. serrulata* (AIT.) WILLD

29. *A. rubra* BONG
30. *A. tenuifolia* NUTTALL
31. *A. oblongifolia* TORREY
32. *A. rhombifolia* NUTTALL

El género está ampliamente distribuido en las regiones templadas y frías del hemisferio septentrional, desde Eurasia hasta América del Norte. Hay una pequeña representación en el Norte de Africa. Está presente en Centro América y penetra en Sudamérica a lo largo de los Andes hasta aproximadamente los 25° de latitud sur. En la figura 1 se representa la repartición del género en el mundo, según la densidad de especies coincidentes en una misma zona (BORATYNSKA, 1982).

Las distintas especies de alisos muestran una extraordinaria diversidad de rasgos y características utilizables por el hombre, que FURLOW (1974) resumió en el siguiente cuadro:

Característica		Especie
PORTE	ARBOREO	<i>Alnus acuminata</i> H. B. K. (30 m.). <i>A. rubra</i> BONG. (28 m.). <i>A. rhombifolia</i> NUTTALL (25 m.). <i>A. incana</i> (LINNAEUS) MOENCH ssp. <i>incana</i> (25 m.). <i>A. glutinosa</i> (LINNAEUS) GAERTNER (20 m.). <i>A. jorulensis</i> H. B. K. (20 m.). <i>A. oblongifolia</i> TORREY (15 m.).
	ARBUSTIVO	<i>A. serrulata</i> (AIT.) WILLD. (10 m.). <i>A. viridis</i> (CHAIX) DECANDOLE ssp., <i>sinuata</i> (10 m.) y ssp. <i>crispa</i> (6 m.). <i>A. incana</i> (LINNAEUS) MOENCH ssp. <i>rugosa</i> (6 m.).
	INTERMEDIO	<i>A. incana</i> (LINNAEUS) MOENCH ssp. <i>tenuifolia</i> (9 m.). <i>A. maritima</i> (MARSHALL) NUTTALL (5 m.).
NUMERO DE FUSTES	UNICO	<i>A. jorulensis</i> H. B. K. <i>A. rubra</i> BONG.
	UNICO O MULTIPLES	<i>A. acuminata</i> H. B. K. <i>A. glutinosa</i> (LINNAEUS) GAERTNER.
	MULTIPLES	<i>A. oblongifolia</i> TORREY <i>A. rhombifolia</i> NUTTALL <i>A. incana</i> (LINNAEUS) MOENCH <i>A. serrulata</i> (AIT.) WILLD. <i>A. maritima</i> (MARSHALL) NUTTALL

Característica		Especie
TIPO DE COPA	ESTRECHA	<i>A. rubra</i> BONG. <i>A. acuminata</i> H. B. K. <i>A. serrulata</i> (AIT.) WILLD. <i>A. glutinosa</i> (LINNAEUS) GAERTNER <i>A. maritima</i> (MARSHALL) NUTTALL
	ANCHA	<i>A. oblongifolia</i> TORREY <i>A. rhombifolia</i> NUTTALL <i>A. jorulensis</i> H. B. K. <i>A. incana</i> (LINNAEUS) MOENCH <i>A. viridis</i> (CHAIX) DE CANDOLE
ADAPTACION A CON- DICIONES ESPECIALES DEL HABITAT	SECOS	<i>A. jorulensis</i> H. B. K. <i>A. viridis</i> (CHAIX) DE CANDOLE ssp. <i>crispa</i> <i>A. serrulata</i> (AIT.) WILLD. <i>A. rhombifolia</i> NUTTALL
	MUY HUMEDOS	<i>A. maritima</i> (MARSHALL) NUTTALL
	FRIOS	<i>A. viridis</i> (CHAIX) DE CANDOLE <i>A. incana</i> (LINNAEUS) MOENCH
	PISOS DOMINADOS	<i>A. viridis</i> (CHAIX) DE CANDOLE ssp. <i>crispa</i>
VARIAS	CORTEZA GRUESA	<i>A. jorulensis</i> H. B. K.
	PROPIEDADES EN LAS HOJAS	<i>A. rubra</i> BONG. <i>A. incana</i> (LINNAEUS) MOENCH <i>A. glutinosa</i> (LINNAEUS) GAERTNER
	BROTOS DE RAIZ	<i>A. serrulata</i> (AIT.) WILLD. <i>A. incana</i> (LINNAEUS) MOENCH ssp. <i>rugosa</i> y <i>tenufolia</i> . <i>A. viridis</i> (CHAIX) DE CANDOLE ssp. <i>sinuata</i> <i>A. oblongifolia</i> TORREY <i>A. rubra</i> BONG

EL ALISO

En España solamente existe la especie *Alnus glutinosa* (LINNAEUS) GAERTNER. Sin embargo, hay citas, no confirmadas personalmente, de la presencia de otras especies en la cordillera pirenaica, como es el caso de *Alnus cordata* (LOISEL) LOISEL en la provincia de Huesca (BERMUDEZ DE CASTRO, 1977) y *Alnus incana* (LINNAEUS) MOENCH en el Valle de Arán (CANTERO DESMARTINES, 1986), que corresponden probablemente a restos de antiguas plantaciones llevadas a cabo por los Servicios Forestales de la provincia.

Alnus glutinosa (LINNAEUS) GAERTNER, descrito en el año 1790 por GAERTNER (Fruct. Sem. Pl. 2: 54) es un árbol o arbusto de hasta 20 metros de altura, de corteza fisurada y marrón oscura, yemas brevemente pecioladas. Ramillos viscosos, normalmente glabros. Hojas de 4-10 cm. obovadas-elípticas a suborbiculares, obtusas o retusas, cuneadas o redondeadas en la base biserrada, verde en el envés, normalmente glabro, excepto en los copetes de pelos amarillentos de las axilas de las nerviaciones; 5-8 pares de nervios laterales. Amentos fructíferos de 10-30 mm., ovoides, pedunculados, y de 3-5 por racimo. Núculas estrechamente aladas (BALL, 1964).

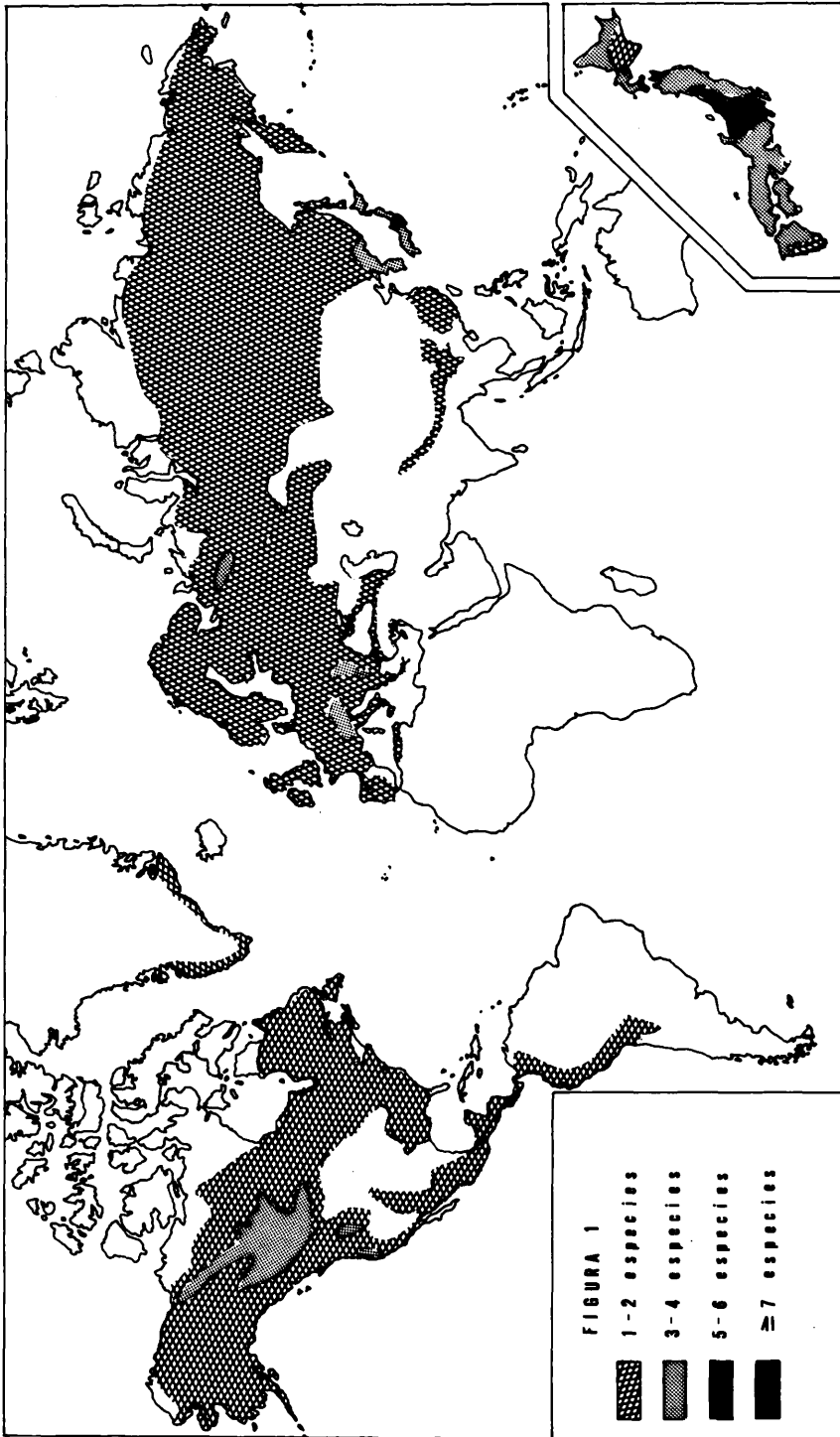


Fig. 1.—Densidad geográfica mundial de especies del género *Alnus* MILL, según BORATYNSKA (1982).

Según el *Index kewensis*, *Plantarum Phanerogamarum*, desde 1885 hasta 1970, se obtuvieron las siguientes sinonimias:

Alnus alnus BRITTON in Britton & Brown, III, Fl. N.U.S. Ed. 2, i. 613 (1913).

A. aurea HORT. ex C. KOCH, Dendrol. ii. I. 630.

A. badensis LANGE, ex REGEL, in D.C. Prod. XVI. II 188.

A. barbata C. A. MEY. Verz. Pfl. Cauc. 43.

A. cerifera HARTIG, ex REGEL, in D.C. Prod. XVI. II 187.

A. cilindrostachya MAKINO, in Bot. Mag., Tokyo, 1912, XXVi. 390.

A. communis DESF. Tabl. Hort. Par. Ed. I. 213.

A. denticulata C. A. MEY. Verz. Pfl. Cauc. 43.

A. dubia REQ., ex REGEL, in D. C. Prod. XVI. II. 187.

A. elliptica REQ., in Ann. Sc. Nat. Sér. IV (1825) 381.

A. emarginata KROCK., ex STEUD. Nom. ed. I. 29.

A. februarica KUNTZE, Taschen. Fl. Leipz., 238.

A. glutinosa MEDIC., Pfl. Anat. 393.

A. hybrida REICHB., Ic. Fl. Germ. Xii.t. 630 f. 1292.

A. imperialis HORT., ex DIPPEL, Handb. Lanbholz. ii (1892) 161.

A. incisa STEUD., Nom. ed. I. 29.

A. laciniata EHRH., Beitr. ili. 22.

A. macrocarpa LODD., ex LOUD., Hort. Brit. 378.

A. morisiana BERTOL., Fl. Ital. x. 163.

A. nigra GILIB., Exercit. ii. 401.

A. nitens C. KOCH, in Linnaea, XXii (1849) 334.

A. oxycanthifolia LODD., Cat. (1836).

A. prunifolia HORT., ex C. KOCH, l. c. 630.

A. pubescens TAUSCH, in Flora, XVii (1834) 520 = *glutinosa* × *incana*.

A. quercifolia WILLD., Berl. Baumz, 45.

A. rotundifolia STOKES, Bot. Mat. Med. iv, 369.

A. sorbifolia HORT., ex H. WINKL. in Engl. Pflanzenreich Betul 117.

A. suaveolens MOR., ex NYM. Consp. 671.

A. vulgaris PERS., Syn. ii. 550.

A. vulgaris HILL., Brit. Herb. 510 (1756);

Druce in Rep. Bot. Exch. Cl. Brit. Isler. 1913, iii. 440.

Betula alnus LINN., Sp. Pl. 983.

B. emarginata EHRH., Beitr. iv. 158.

B. glutinosa LAM., ENCYC. i. 454.

B. laciniata EHRH. Beitr. iii. 21.

B. oblongata (DRYAND. in) AIT., Hort. Kew. ed. I. iii. 338.

B. palustris SALISB. Prod. 395.

El nombre específico de «glutinosa» alude a sus hojas pegajosas, mientras que el genérico *Alnus*, de raíz celta, alude perfectamente a la característica fundamental de los alisos de crecer al lado de los márgenes de los ríos, ya que «al» quiere decir «al lado de» y «lan» significa «borde de la ribera» (MARCUSZI, G. 1979).

El nombre en castellano de «aliso», procede de el que tenía en latín «alnus», citado por Virgilio en la Eneida.

Actualmente el aliso recibe diferentes nombres en las distintas regiones de España: «aliso» y «alno» en Castilla; «vinagrera» en La Rioja; «omero» ó «úmero» en Asturias; «ameneiro», «amneira», «amineiro», «abeneiro» o «umeiro» en Galicia; «vern», «verna» o «arbre negre» en Cataluña; «altz», «altza», «haltz», «aspil» o «aspilitze» en el País Vasco, y en Cádiz y Málaga, denominan a la madera de aliso, como «de abedul» (CEBALLOS, RUIZ DE LA TORRE, 1971; FONTQUER, 1973).

En francés se le denomina «aulne»; en alemán «erle»; en inglés «alder», «black alder» o «common alder», y en portugués «amieiro».

VARIETADES E HIBRIDOS

Existen numerosas variedades del aliso: *pyramidalis*, *laciniata*, *incisa*, *quercifolia*, *imperialis*, *aurea*, *rubrinervia*, etc., que responden fundamentalmente a diferencias morfológicas de las hojas y del tamaño de los amentos (PARDE, 1943).

El clima y la latitud ejercen una notable influencia en el número y diversidad de las variedades del aliso: así, las medidas de hojas y amentos de diferentes poblaciones sugieren que el tamaño de ambos órganos disminuye regularmente desde el Sur al Norte y desde el Este al Oeste (McVEAN, 1953).

En España la variedad más interesante es la *denticulata* REGEL, de hojas trasovadas o trasovadas elípticas, poco o nada escotadas en el ápice, denticuladas muy regularmente, con mechones de pelos en las axilas de los nervios del envés y con «piñas» mayores que en el tipo y en un número de dos o tres por racimo. Se extiende por el suroeste de Asia, Italia, Córcega, España y norte de África. Es característica de nuestra región de alcornoques de las provincias de Cádiz y Málaga, vegetando en las sierras de areniscas oligocénicas, en las que además presenta formas con peciolo y envés pubescente (CEBALLOS, RUIZ DE LA TORRE, 1971).

El aliso presenta variedades ornamentales, como la *laciniata* HORT. de hojas profundamente recortadas y ramillas colgantes, y la *imperialis* (*asplenifolia* HORT.) con hojas completamente recortadas en tiras.

Este árbol tiene una natural tendencia a hibridarse con otras especies del género, como *A. incana* (L.) MOENCH y *A. cordata* (LOISEL) LOISEL en aquellas áreas geográficas donde conviven. Los ejemplares resultantes muestran caracteres intermedios a los de los padres, y con grandes posibilidades en la mejora de la producción de biomasa (OSOTO ESEGU, 1983).

Destaca el híbrido *A. glutinosa* × *A. incana*, que en un principio se consideró como la especie *A. pubescens* TAUSCH, 1834, y que se caracteriza por tener las ramillas pubescentes, las hojas de obtusas a brevemente acuminadas, normalmente pubescentes, al menos sobre los nervios, y los amentos femeninos brevemente pedunculados (PARDE, 1943).

Las investigaciones en la citología de *Alnus* spp. se remontan a principios de este siglo y el número de cromosomas de las distintas especies es de $2n = 14$, $4n = 28$, $6n = 42$ y $8n = 56$ (MEJNARTOWICZ, 1981).

Alnus glutinosa (L.) GAERTNER es una especie poliploide, siendo su número básico de cromosomas de siete ($n = 7$). Se encuentran normalmente individuos tetraploides ($4n = 28$) (WETZEL, 1928; GRAM, LARSEN, LARSEN, WESTERGAARD, 1941), aunque también los hay hexaploides ($6n = 42$) (WETTSTEIN, HOLZER, 1958) y octoploides ($8n = 56$) (WOODWORTH, 1931; ORDING, 1939).

Se obtienen con facilidad híbridos de la

mayoría de las especies que tienen un nivel octoploide y entre las especies octoploides y tetraploides, para la creación de hexaploides.

La hibridación entre especies pertenecientes a diferentes niveles de poliploidía es posible en cruzamientos recíprocos, pero los híbridos se obtienen más fácilmente en los cruzamientos de octoploide con tetraploide, que en los de tetraploides con octoploide (SOUZA y KELLISON, 1980).

Algunos de los híbridos artificiales obtenidos entre *A. glutinosa* y otras especies del género son (MEJNARCOWICZ, 1981):

- Alnus glutinosa* × *A. cordata*.
- Alnus glutinosa* × *A. glutinosa* (4n).
- Alnus glutinosa* × *A. hirsuta*.
- Alnus glutinosa* × *A. incana*.
- Alnus glutinosa* × *A. inokumae*.
- Alnus glutinosa* × *A. japonica*.
- Alnus glutinosa* × *A. orientalis*.
- Alnus glutinosa* × *A. rubra*.
- Alnus glutinosa* × *A. rugosa*.
- Alnus glutinosa* × *A. subcordata*.
- Alnus glutinosa* × *A. viridis*.
- Alnus cordata* × *A. glutinosa*.
- Alnus japonica* × *A. glutinosa*.
- Alnus inokumae* × *A. glutinosa*.
- Alnus incana* × *A. glutinosa*.
- Alnus rubra* × *A. glutinosa*.

HABITACION

El área natural del aliso se extiende por toda Europa, llegando hasta el paralelo 65° de latitud norte, Siberia occidental, Cáucaso, norte de Persia, norte a Anatolia y extremo Noroeste de África (fig. 2).

Ha sido introducido en países como Estados Unidos, Chile o Sudáfrica.

Está presente en casi toda España en forma de bosques-galería en ríos y arroyos, y solamente en el norte y en zonas de elevada pluviosidad o suelos muy húmedos crece fuera de las riberas, tal es el caso de las 40 hectáreas de alisos del río Aritzacum del Valle de Baztán, en Navarra (PUERTAS, 1983).

En general, es muy abundante en la España atlántica. En la meseta castellana aparece a lo largo de numerosos ríos: Adaja, Agueda, Alagón, Arlanza, Arlanzón, Carrión, Corneja,

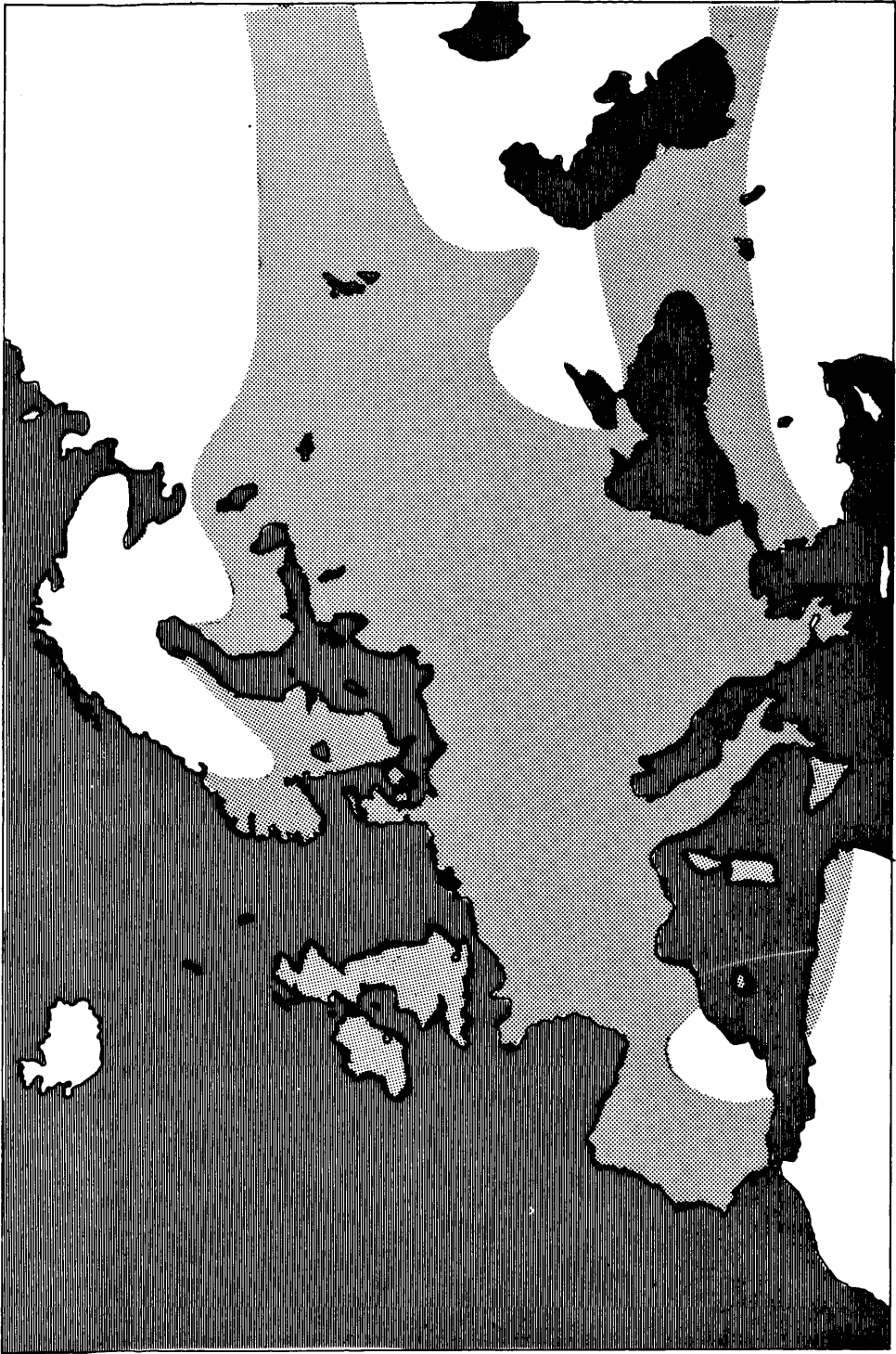


Fig. 2.—Area natural de distribución geográfica de *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN.

Duero, Eria, Esla, Francia, Orbigo, Pisuerga, etc. (RUIZ VALERO, 1986).

En la mitad sur del país está presente en algunas cadenas montañosas como, Sierra Morena, Sierra de Aracena, Sierra de Ronda y Sierra Nevada.

Se le puede considerar inexistente en el levante y sureste peninsular.

Con la finalidad de tener una idea de la repartición geográfica del aliso en la España peninsular (fig. 3) se pueden citar a los siguientes términos municipales, en los que la especie está presente:

Alava: Arkaute, Fontecha, La Puebla de Labarca y Sarria; *Almería*: Barranco de Valle-Arcal; *Asturias*: Cangas de Onís, Grado, Llanes, Lugones, Peón, Ribadesella, Sama de Langreo y Vega del Rey; *Avila*: Aliseda de Tormes, Arenas de San Pedro, Burgohondo, Barco de Avila, El Tiemblo, Mijares, Navatagordo, Piedralaves y San Martín del Pimpollar; *Badajoz*: Gevora, La Codosera y Valencia de Alcántara; *Barcelona*: San Celoni,

Torelló, Tordera y La Garriga; *Cáceres*: Hervás, Cabañas del Castillo, Navalvillar de Ibor, La Aliseda; *Cádiz*: Castellar de la Frontera, Jimena de la Frontera y San Roque; *Cantabria*: Castrocillorigo; *Córdoba*: Espiel, Pedroche y Villanueva de Córdoba; *Gerona*: Alp, Blanes, Campodón, Olot, Puigerdá, San Juan de Abadesas y Santa Coloma del Farnés; *Granada*: Alfacar, Jerez del Marquesado, Uguijar y Valor Trévez; *Guadalajara*: Beleña de Sorbe, Humanes, Jadraque, Muriel, Razbona y Ulceda; *Guipúzcoa*: Anzuola, Azcoitia, Guetaria, Orío, Placencia y Vergara; *Huelva*: Calarozza, El Repilado, La Nava, Los Romeros, Nerva, Quejigo y Sotiel de las Calañas; *Huesca*: Canfranc; *Jén*: Aldeaquemada, La Carolina, Santa Elena y Ventas Cárdenas; *La Coruña*: Betanzos, Puente Deume y Viñas; *León*: La Bañeza; *L'rida*: Guingueta d'Aneu, La Portella, Soriguera, Sort y Valle de Arán; *Lugo*: Becerreia, Guitirid, Parga y Quiroga; *Madrid*: Aldea del Fresno, El Berruoco, Paredes de Buitrago, Pe-



Fig. 3.—Distribución geográfica del aliso en España.

layos, San Martín de Valdeiglesias y Torrelaguna; *Málaga*: Cortés de la Frontera, Ronda y Tolox; *Navarra*: Articuza, Aritzacum, Elizondo, Goizueta, Liedena, Lodosa, Orbaiceta, Oricain, Sanguesa, Sartaguda, Vera de Bidasoa y Zubiri; *Orense*: Cartelle y Puebla de Tribes; *Palencia*: Barrios de la Vega, Dueñas, Palencia, Villoldo y Villosilla; *Pontevedra*: Güillarei y Riba de Tea; *Salamanca*: Bejar, Candelario, El Payo y Navasfrías; *Sevilla*: Constantina, Cazalla, El Ronquillo y San Nicolás del Puerto; *Soria*: Soto de San Esteban; *Tarragona*: Benifallet, Cornudella, Masdenverge y Povolada; *Toledo*: Alamin, Almorox, Escalona y Méntrida; *Valladolid*: Tordesillas y Valladolid; *Vizcaya*: Abadiño, Gordejuela, Forua, Plencia y Trucios; *Zamora*: Puebla de Sanabria.

MORFOLOGIA

Las hojas son simples, caedizas, alternas, trísticas, trasovadas o redondeadas; obtusas, rectas o escotadas en el ápice, cuneiformes y enteras en la base, sinuoso dentadas o doblemente dentadas en el resto del margen, con callosidades en el vértice de los dientes, en ocasiones casi laciniadas, muy glutinosas y más o menos pelosas al desarrollarse, lampiñas enseguida, excepto en las axilas de la nerviación en el envés; verdes en las dos caras, más pálidas en la cara inferior, donde resalta la nerviación, compuesta por siete pares de nervios, que va acompañada a veces de glándulas resiníferas; lustrosas en el haz. Estípulas polimorfas y caducas. Las yemas son gruesas, aovadas u oblongas, obtusas, sobre pedicelos gruesos; lampiñas, glaucas, viscosas, recubiertas por dos o tres escamas con cilios marginales, de las que la exterior envuelve a las restantes (CEBALLOS, RUIZ DE LA TORRE, 1971).

Las flores son monóicas, en amentos que aparecen en verano y se desarrollan al final del invierno siguiente. Los amentos en ambos sexos aparecen en el ápice de las mismas ramillas del año, en racimos de tres a seis.

Los amentos masculinos son largos, de 5-10 cm. de longitud, cilíndricos, colgantes, con escamas aovadas, obtusas, pardorrojizas, gruesas, pediceladas, formadas por la solda-

dura de una bractea central con cuatro bracteolas laterales. Cada escama cubre tres flores. Flor masculina con un involucreo verdoso de cuatro divisiones y cuatro estambres opuestos a las mismas, de filamentos cortos y anteras indivisas y lampiñas.

Amentos femeninos erectos, pequeños, 0,5 cm. de longitud, subcilíndricos, verdes; al oblongos u ovoides, obtusos, purpúreos, con escamas subdeltoides, engrosadas en el ápice, cada una resultante de la soldadura de una bractea y dos bracteolas, cuyo conducto ampara a dos flores, axilares con relación a las bracteolas. Flor femenina sin involucreo, constituida por un ovario sentado, bicarpelar, con dos lóculos uniovulados, coronados por estigmas rojizos, filiformes (CEBALLOS y RUIZ DE LA TORRE, 1971).

Los amentos fructíferos de 1-2 cm. de longitud, lignificados, pedunculados, aovado oblongos y obtusos, tienen el aspecto de piñas pequeñas de color pardo oscuro. Primero son



Fig. 4.—Porte derecho, cilíndrico y lleno de los pies de aliso, que crecen en espesura.

viscosos, duros y compactos, con escamas apretadas y unidas por la resina y al final secas. Tras la dehiscencia están con las escamas separadas pero persistentes.

Los frutos son trasvados, angulosos, comprimidos, rojizos o pardos, algo lustrosos, coronados por la base de los estilos con alas incipientes o muy estrechas, gruesas y coriáceas; uniloculares y monospermas, carecen de endospermo. Se producen a pares sobre las bracteas de las escamas de los amentos fructíferos (CEBALLOS y RUIZ DE LA TORRE, 1971).

Los frutos del aliso son pequeños (de aproximadamente 1-2 mm. de diámetro) y muy ligeros (alrededor de 711.000 frutos en 1 kg.) (McVEAN, 1955).

Es un árbol mediano de 17-22 m. de altura por 0,6-0,7 m. de diámetro normal, que en España no suele pasar de los 10-12 m. (CEBALLOS y RUIZ DE LA TORRE, 1971).

En los Pirineos atlánticos de Francia se han encontrado ejemplares de 35 m. de altura y más de 1 m. de diámetro normal (MARTIN, 1985).

La copa es regular, piramidal-apuntada en los jóvenes a causa de su ramificación principal monopódica, ya que las yemas terminales no abortan y dan una guía prolongada verticalmente. Más tarde es redondeada, con ramificación irregular. Es densamente hojosa y asombra y cubre bien el suelo.

Tronco derecho, cilíndrico y lleno, bastante limpio. Corteza lisa, brillante, pardovellosa en los jóvenes, con bracteas blancas; en los viejos oscura, agrietada longitudinalmente, escamosa y delgada con relación al grosor. Ramas erectopatentes, primero con corteza oscura y lustrosa, pardo rojiza o pardo verdosa, con lenticelas blancas. Ramillas erectas, angulosas, de corteza grisácea o pardo grisácea, las de un año lisas, lampiñas, verde oliváceas oscuras, cubiertas de lenticelas y glándulas resinosa.

Los brotes son trígonos, pardo ferruginosos o pardo violáceos, pelosos o a veces lampiños, pegajosos y quebradizos (CEBALLOS y RUIZ DE LA TORRE, 1971).

Madera blanco amarillenta al cortarla, rápidamente toma un vivo color rojo-ladrillo o carmín, más rápidamente en tiempo húmedo, bajando de tono al ir secándose el corte,



Fig. 5.—Corteza oscura, agrietada longitudinalmente y escamosa de los ejemplares viejos.

hasta quedar de un tono rosa claro o algo anaranjado. Presenta anillos de crecimiento distintos, vasos pequeños, grano fino, numerosos radios medulares anchos y espejuelos de tejido suberoso igual que la del abedul, formando el conjunto un bonito veteado.

El sistema radical es somero, fuerte y bien ramificado, sobre todo en suelos húmedos y de poco fondo. No suele presentar raíz principal distinta, ni aún de joven; las secundarias son oblicuas o casi horizontales y de ellas salen las terciarias que son verticales y sirven de anclaje.

Probablemente es el árbol mejor adaptado a los cambios temporales del nivel freático del suelo. La mayoría de las especies responden a una elevación del nivel freático con la emisión de raíces superficiales, con lo que, cuando el nivel vuelve a bajar, padecen sequía fisiológica al no disponer de raíces profundas. En el caso del aliso, las raíces profundas penetran bien en el agua sin morir, por lo que las oscilaciones del nivel freático jamás lo dejan sin aporte hídrico.

En el caso de una elevación del nivel freático por encima de la superficie del suelo y con una duración más o menos prolongada, el aliso reacciona emitiendo raíces adventicias desde el tronco. Estas raíces son esponjosas y están ricamente ramificadas, pudiendo penetrar en el suelo o quedar flotando en el agua.

Resumiendo, en el aliso hay dos tipos de raíces fisiológicas: un sistema radical más profundo, que es capaz de crecer en un medio reducido, y otro más superficial, que requiere una cierta tensión de oxígeno y que es en el que se producen los nódulos de micorrizas (McVEAN, 1956).

NODULOS DE LA RAIZ PARA LA FIJACION SIMBIOTICA DEL NITROGENO

Aunque el nitrógeno aparece abundantemente en la naturaleza, el crecimiento de muchos organismos está limitado por un inadecuado aporte de este elemento. Ello es debido a que la mayoría de los organismos no pueden utilizar el nitrógeno atmosférico (N_2), sino que requieren nitrógeno combinado en forma de nitratos, amonio o aminoácidos.

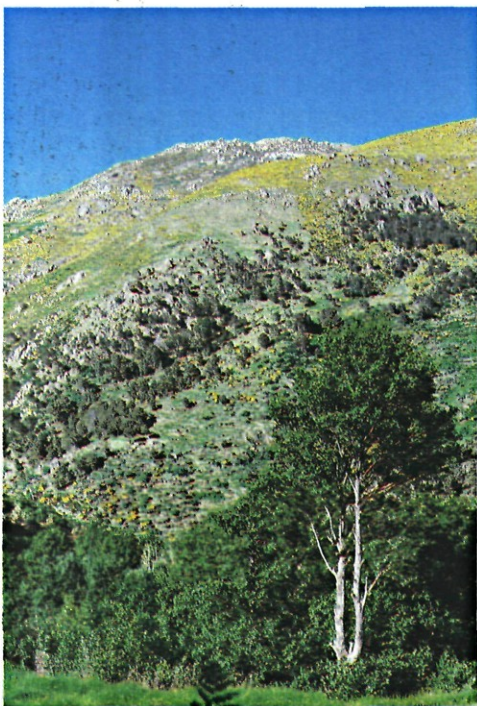


Fig. 6.—Aliseda de montaña, situada aproximadamente a 1.300 metros de altitud en la Sierra de Gredos (Avila).

Solo muy pocos organismos pueden fijar el nitrógeno atmosférico, en forma de amonio.

Hasta hace poco, la fijación del nitrógeno se había observado en organismos Prokariotas, bien de vida libre o que vivían en simbiosis con Eukariotas o con otros Prokariotas.

Los organismos de fijación simbiótica del nitrógeno comprenden tres grupos de Prokariotas: cianobacterias, *Rhizobia* y actinomicetes. Estos organismos pueden aparecer en simbiosis con un número elevado de organismos Eukariotas, bien como ectosimbiontes o como endosimbiontes: *Rhizobium* spp. en plantas leguminosas (con muy pocas excepciones), actinomicetes del género *Frankia* en algunas plantas no leguminosas y cianobacterias en algunas angiospermas, gimnospermas, hepáticas, musgos, líquenes y bacterias.

En el caso de ectosimbiosis el organismo fijador del nitrógeno vive extracelularmente y está en una relación muy estrecha con el huésped. Es el caso de los líquenes, *Stereocaulon* spp., en los bosques de pinos del norte de Escocia.

En el caso de endosimbiosis el organismo fijador del nitrógeno se encuentra dentro de las células huésped. Algunas formas primitivas de endosimbiosis incluyen cianobacterias asociadas con ficomicetes, diatomeas y algunas plantas gimnospermas y angiospermas. Sin embargo, las evolucionadas endosimbiosis de nódulos de raíz, bien con *Rhizobia* o con actinomicetes del género *Frankia* están mucho más extendidas y tienen una mayor importancia ecológica (BLOM, 1982).

En el aliso los nódulos de raíz forman racimos de aspecto coraloide en las raíces más superficiales. Las agrupaciones de nódulos son de color amarillento que evolucionan a castaño oscuro y llegan a alcanzar hasta 10 cm. de diámetro (BERMÚDEZ DE CASTRO, 1977).

Dentro de las células de estos nódulos viven los simbiotes *Frankia* spp., que obtienen de la planta huésped el carbono y las fuentes de energía que precisan, aportando a cambio la fijación del nitrógeno atmosférico en forma asimilable por la planta y en cantidad suficiente para sostener su desarrollo normal. Es por ello, por lo que el aliso es capaz de colonizar suelos desnudos o muy degradados (MARTIN, HIREL, GADAL, 1982).

La tasa de nitrógeno, que es fijada por este método, depende de varios factores: la naturaleza del sistema simbiótico, la densidad de plantas huésped por unidad de superficie, el clima, los suministros fotoasimilables y, sin duda, otras influencias desconocidas hasta el momento. Se han medido porcentajes anuales de fijación de nitrógeno de 58 kilogramos por hectárea (SEILER, McCORMICK, 1982) o 300 kg/Ha. (BERMUDEZ DE CASTRO, 1977), en condiciones excepcionalmente favorables. Se puede dar como promedio de fijación anual de nitrógeno de 5 kg/Ha. (BERMUDEZ DE CASTRO, 1977).

Los nódulos del aliso se desarrollan en suelos de aireación pobre, aunque no lo hacen en suelos completamente anaerobios, de aquí que aparezcan en las raíces superficiales. Se desarrollan lentamente en suelos aireados



Fig. 7.—El diseminado de aliso necesita luz para su perfecto desarrollo.

y entonces no aparecen hasta el segundo año de la vida de la planta.

La extensión del desarrollo de los nódulos depende del buen estado de la planta. Así nó-



Fig. 8.—Las hojas del aliso tienen una forma trasovada muy característica.

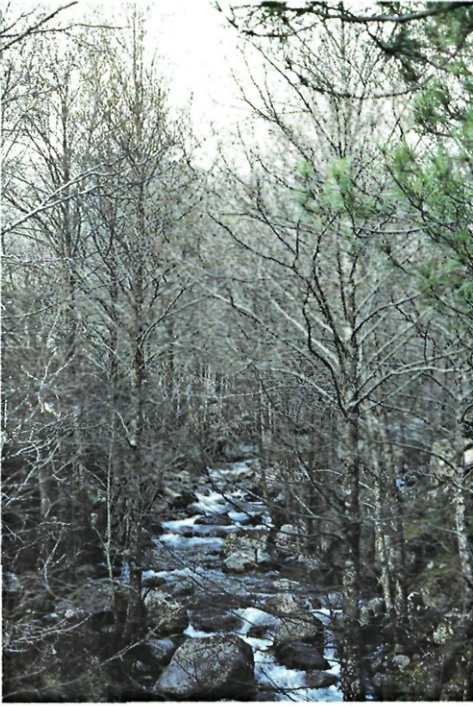


Fig. 9.—Galería de alisos de las gargantas de la Ladera Sur de la Sierra de Gredos.

dulos grandes y abundantes aparecen en plantas bien iluminadas, libres de competencia, y por el contrario en plantas débiles, por la sombra y/o fuerte competencia de raíz, son pequeños y espaciados.

Los nódulos se desarrollan mejor en suelos ácidos que en los básicos (McVEAN, 1956).

El aliso también está asociado con ectomicorrizas, como *Alpova diplophloeus* (ZELLER et DODGE) TRAPPE et SMITH, *Astraeus pteridis* (SHEAR) ZELLER, *Paxillus involutus* (BATSCH.) FB. y *Pisolithus tinctorius* (PERS.) COKER et COUCH que han demostrado su especificidad respecto a *Alnus glutinosa* (L.) GAERTNER, y en el caso de la última que llega a formar ectomicorrizas (MOLINA, 1981). Sin embargo, la presencia de ectomicorrizas tiene una incidencia escasa en el crecimiento de los diseminados, excepto, quizá, en el caso de suelos muy poco fértiles (McVEAN, 1955).

ESTACION: CLIMA Y SUELO

Es una especie de clima templado-cálido a templado-frío, soportando temperaturas mínimas de hasta -30°C fuera del período vegetativo, sin embargo, las heladas tardías le afectan notablemente. Disponiendo de agua en el suelo soporta temperaturas elevadas de hasta 40°C .

En España se le encuentra desde el nivel del mar hasta los 1.300 m. de altitud en las zonas más meridionales, adoptando entonces un porte achaparrado. Prefiere, en general, las exposiciones de umbría (CEBALLOS, RUIZ DE LA TORRE, 1971).

Requiere abundante humedad de suelo, pero no soporta las aguas encharcadas, sino las corrientes, por lo que vegeta bien en suelos profundos y bien drenados. Prefiere la atmósfera húmeda, aunque disponiendo de un aporte hídrico del suelo soporta el clima semiseco.

Indiferente en cuanto a la naturaleza mineral del sustrato, requiere suelos sueltos y fértiles, con abundancia de limos y con humedad permanente, procedente de aguas corrientes. Es más abundante en suelos silíceos, o mejor en ácidos o neutros, con pH próximo al 5, aunque se han encontrado alisos en suelos de pH entre 7,5 y 8,3 como en Becerreá (Lugo); San Justo (Orense); Ribadesella, Peón, Lugones y Vega del Rey (Asturias); Ozariego y La Bañeza (León); Dueñas (Palencia); Tordesillas (Valladolid) y las cercanías de Valladolid y Palencia (BERMUDEZ DE CASTRO, 1977).

Con algunos *Salix* spp., *Alnus glutinosa* (L.) GAERTNER es de las pocas especies leñosas europeas capaces de crecer en terrenos encharcados (BRAUN BLANQUET, 1979).

TEMPERAMENTO Y LONGEVIDAD

El aliso es una especie de luz, de temperamento robusto. La plantita tolera la sombra en sus primeras etapas, ya que tiene una pequeña cantidad de sustancias de reserva, lo que hace que no necesite luz hasta después de un tiempo (McVEAN, 1956).

En Suiza es considerado como una especie más tolerante a la sombra que *Salix* sp., *Larix* sp., *Populus* sp., *Betula* sp. o *Pinus sylves-*

tris (LINNAEUS), de la misma tolerancia que *Fraxinus* sp. y menos tolerante que *Pinus strobus* (LINNAEUS) o *Pseudotsuga menziessi* (MIRBEL) FRANCO (SOUZA GONCALVES, KELLISON, 1980).

Es un árbol de longevidad media, sobrepasando rara vez los cien años (CEBALLOS, RUIZ DE LA TORRE, 1971).

Cuando crece bajo condiciones adversas sólo alcanza los 20 ó 25 años, en cambio, bajo buenas condiciones de crecimiento, alcanza los 120 años (SOUZA GONZALVES, KELLISON, 1980; MARTIN, 1985).

CRECIMIENTO

Es una especie de crecimiento rápido (CEBALLOS, RUIZ DE LA TORRE, 1971; RAMOS FIGUERAS, 1979), que varía desde poco más de un matorral en el borde norte de su área natural de distribución, a los excepcionales 35 m. de

altura y más de 1 m. de diámetro normal de las estaciones de suelos profundos y fértiles de los Pirineos Atlánticos Franceses (MARTIN, 1985).

En Centroeuropa lo normal es que alcance de 18 a 24 metros de altura (SOUZA GONZALVES, KELLISON, 1980), mientras que en España oscila entre 10 y 12 m. y un diámetro normal de menos de medio metro (LÓPEZ LILLO, 1984).

Por lo regular alcanza la altura máxima a los 50 ó 60 años de vida (RAMOS FIGUERAS, 1979), y el máximo crecimiento anual en altura a los seis años de edad con cerca de 1,5 m. (MARTIN, 1985).

Los resultados de plantaciones experimentales de diversas procedencias indican que los mayores crecimientos se obtienen de alisos de localidades centroeuropeas, tales como Ulanow y Tanwia en Polonia, cuyos alisos tenían 7,3 m. de altura y un diámetro normal de 7,3 cm. a los ocho años de edad (MEJNARTOWICZ, 1980).



Fig. 10.—Alisedas del río Alberche a su paso por Escalona (Toledo).



Fig. 11.—Bosques-galería del Valle de Baztán (Navarra).

FITOSOCIOLOGIA

La clasificación fitosociológica de las alisedas europeas es la siguiente (DIERSCHKE, 1975):

Clase *Quercu-Fagetea* BRAUN-BLANQUET y ULIEGER, 1937.

I. Orden *Fagetalia sylvaticae* PAWL., 1928

A. Alianza *Alno-Padion* KNAPP 1942 (= *Alno Ulmion* BRAUN-BLANQUET y TUXEN, 1943)

1. Subalianza *Alnion-glutinoso-incanae* OBERDORFER, 1953

1.1. Asociación *Carici remotae-Fraxinetum* W. KOCH, 1926 (Selva Negra, Austria, Alemania noroccidental, Sajonia occidental).

1.2. As. *Alnetum incanae* AICH. y SIEGR., 1930 (Sudetes, Carpatos meridionales, Alto Rhin, Austria meridional, Alemania).

1.3. As. *Pruno-Fraxinetum* OBERDORFER, 1953 (llanuras del Rhin superior).

1.4. As. *Alno-Caricetum remotae* LEMEE, 1937 (Francia occidental).

1.5. As. *Alno-Macrophorbietum* LEMEE, 1937 (Francia, distrito alemán de Holslein).

1.6. As. *Alno-Caricetum pendulae* BOLOS y OBERDORFER, 1953 (Cataluña noroccidental).

1.7. As. *Alnetum catalaunicum* SUSPLUGAS, 1943 (Cataluña y Pirineos).

1.8. As. *Carici Pendulae-Alnetum* BRAUN-BLANQUET, 1967 (País Vasco).

2. Subalianza *Ulmion* OBERDORFER, 1953.

2.1. As. *Quercu-Ulmetum minoris* ISSL., 1924 (curso del Elba, curso del Danubio del sur de Alemania, curso del Saona).

2.2. As. *Alno-Lamietum flexuosi* BOLOS, 1954 (noreste de Cataluña).

B. Alianza *Osmundo-Alnion* DIERSCHKE y RIVAS-MARTÍNEZ, 1975

1. Subalianza *Alnion lusitanicum* BRAUN-BLANQUET, PINTO DA SILVA y ROZEIRA, 1956.

1.1. *Alno-Scrophularietum* BRAUN-BLANQUET, PINTO DA SILVA y ROZEIRA 1956 (Portugal).

2. Subalianza *Hyperico hircini-Alnion* DIERSCHKE, 1975

2.1. As. *Eupatorio corsici-Alnetum* DIERSCHKE, 1975 (Córcega).

3. *n.n.* (RIVAS-MARTÍNEZ, 1964)

3.1. As. *Frangulo-Rhododendretum* RIVAS-GODAY y RIVAS-MARTÍNEZ, 1964 (sur de España).

3.2. As. *Alno-Fraxinetum parvifoliae* (BRAUN-BLANQUET, 1915) TCHDU, 1948 (sur de España).

II. Orden *Populetales albae* BRAUN-BLANQUET, 1931.

A. Alianza *Populion albae* BRAUN-BLANQUET, 1931

1. As. *Populetum albae* BRAUN-BLANQUET, 1931 (Sur de Francia).

2. As. *Rubo-Populetum albae* BRAUN-BLANQUET y BOLOS, 1957 (España: Cuenca del Ebro).

3. As. *Salici atrocineriae-Populetum albae* RIVAS-GODAY, 1964 (sur de España).

4. As. *Carici-Fraxinetum angustifoliae* PEDROTTI, 1970 (oeste de Italia).

5. As. *Junco (acuti)-Fraxinetum parvifoliae* I. y V. KARPATI, 1961 (Albania).

6. As. *Populetum albae balcanicum* I. y V. KARPATI, 1961 (Albania).

7. As. *Lauro-Fraxinetum parvifoliae* I. y V. KARPATI, 1961 (Albania).



Fig. 12.—Alisedas de la provincia de Huelva.

III. Orden *Platanetalia orientalis* KNAPP, 1959

A. Alianza *Platanion orientalis* I. y V. KARPATI, 1961

1. As. *Petasito-Platanetum orientalis* I. y V. KARPATI, 1961 (Albania).
2. As. *Nerio-Platanetum orientalis* I. y V. KARPATI, 1961 (Albania).
3. As. *Platanetum orientalis balcanicum* I. y V. KARPATI, 1961 (Albania).

BRAUN-BLANQUET (1931) clasificó las alisedas del sur de Francia dentro del orden *Populetalia albae* y en la alianza mediterránea *Populion albae*. BRAUN-BLANQUET y TUXEN (1943) dividieron este orden, en dos alianzas: una mediterránea *Populion albae* y otra centroeuropea *Alno-Ulmion*. Pero años antes KNAPP (1942), había descrito una alianza en alisedas que clasificó como *Alno-Padion*, por lo que este nombre tiene prioridad.

OBERDORFER (1953) mantiene el criterio de BRAUN-BLANQUET y TUXEN sobre *Populetalia*

albae como un orden dentro de *Quercio-Fagetea*. En su exposición incluye a la antigua *Fraxinio-carpinion* Tx. 1936 en el *Alno-Ulmion* y *Carpinion*. El *Alno-Ulmion* fue más tarde dividido en dos subalianzas: *Alnion-glutinoso-incanae* y en *Ulmion*. MOOR (1958, 1960), sin embargo, rechaza el orden *Populetalia* y el *Fraxinio-carpinion*.

Todas las alisedas europeas centrooccidentales pertenecen a *Alno-Padion*, cuyas especies dominantes existen de una forma más o menos general: *Circae lutetiana* LINNAEUS, *Stachys sylvatica* LINNAEUS, *Festuca gigantea* ROTHMALER, *Carex remota* LINNAEUS, *Impatiens notilangere* LINNAEUS, *Prunus padus* LINNAEUS, *Carex brizoides* LINNAEUS y *Thalictrum aquilegifolium* LINNAEUS. Con escasas excepciones estas especies faltan en *Populion-albae* y muestran claramente, que no pueden pertenecer las alisedas, que las contengan, a esta última alianza.

La división de *Alno-Padion* en las subalianzas *Alno-glutinoso-incanae* y *Ulmion*, se

aprecia claramente al ser *Alno-glutinosa incanae* unas alisedas de riberas de caudales abundantes y tiene como especies dominantes a *Chrysosplenium alternifolium* LINNAEUS, *Alnus incana* (L.) MOENCH, y *Lysimachia nemorum* LINNAEUS y como especies secundarias *Athirium filix-femina* ROTHMALER, *Ranunculus repens* LINNAEUS, *Geranium robertianum* LINNAEUS, *Oxalis acetosella* LINNAEUS, *Caltha palustris* LINNAEUS, *Cirsium oleraceum* SCOPOLI, *Senecio fuchsii* GMEL. *Rubus idaeus* LINNAEUS y *Chaerophyllum hirsutum* LINNAEUS.

La subalianza *Ulmion* comprende en los grandes valles de ríos a aquellas alisedas alejadas del cauce y que constituyen ecológica y florísticamente una transición hacia las alisedas mediterráneas. Tiene frente a la anterior subalianza solamente algunas especies secundarias diferenciadas: *Acer campestre* LINNAEUS, *Ligustrum vulgare* LINNAEUS, *Carpinus betulus* LINNAEUS, *Ulmus laevis* PALL., *Pyrus pyraeaster* BOR., *Malus sylvestris* LINNAEUS, *Ulmus minor* MILLER y *Populus alba* LINNAEUS.

Al tener *Alno-Padion* un elevado número de especies botánicas pertenecientes a *Fagetalia sylvatae*, lo adscribe claramente a este orden. Sin embargo, en las asociaciones *Quercoulmetum minoris* y *Alno lamietum flexuosifaltan* casi totalmente, no sólo las especies dominantes de *Alno-Padion*, sino también las de *Fagetalia sylvatae*, por lo que no pertenecen, al menos parcialmente, a estos grupos, e incluso su clasificación dentro de *Quercu-Fagetalia* es difícil. Se diferencian positivamente por medio de especies entre las que destaca *Fraxinus angustifolia* VAHL y *Arum italicum* MILLER. Por esta razón, PEDROTTI (1970) propuso reunir todos los bosques de *Fraxinus angustifolia* VAHL dentro de la alianza *Fraxinion angustifoliae*.

Muy afines, ecológica y floralmente, aparecen los bosques de alisos de Portugal, España, Córcega y norte de África. Se han encontrado un escaso número de especies dominantes de *Alno-Padion*, que no permite su inclusión en la misma. Por otro lado la presencia de *Osmunda regalis* LINNAEUS, así como de *Hypericum* spp., que cambian de especie según la zona, ha provocado la creación de la alianza *Osmundo-Alnion* DIERSCHKE y RIVAS-MARTÍ-

NEZ, 1975, citado por DIERSCHKE (1975), que engloba a las alisedas mediterráneo-occidentales. Esta alianza está muy próxima a *Alno-Padion* y se ordena en *Fagetalia sylvaticae*. Es destacable la subalianza, no nominada todavía, que RIVAS-MARTÍNEZ (1964), admite para los bosques de ladera españoles.

Todavía más alejados de *Alno-Padion*, es la mediterránea *Populion albae*, que, sin embargo, tiene lazos de unión, florales y ecológicos, con *Ulmion*, reconocibles en la existencia común de *Ulmus minor* MILLER y *Populus alba* LINNAEUS, sin embargo, faltan casi totalmente las especies de *Fagetalia sylvaticae*. Como especies características tienen *Iris foetidissima* LINNAEUS y *Vitis vinifera* LINNAEUS spp. *sylvestris*, así como un elevado número de especies secundarias que las diferencian de las alisedas centroeuropeas y que a su vez las vinculan con *Osmundo-Alnion*.

En la zona mediterránea oriental, KÁRPÁTI y KÁRPÁTI (1961) describieron las asociaciones *Junco (acuti)-Fraxinetum parvifoliae*, *Populetum albae balcanicum* y *Lauro-Fraxinetum parvifoliae* caracterizados por especies como *Rosa sempervirens* LINNAEUS y *Cercis siliquastum* LINNAEUS, que, sin embargo, les asocian a *Populion albae*. En cambio, los bosques de *Platanus* spp. forman una nueva alianza *Platanion orientalis*, que según KNAPP (1959) forman el orden *Platanetalia orientalis*.

FITOPALEONTOLOGIA

Los *Alnus* spp. aparecen al principio del Terciario y *Alnus glutinosa* (L.) GAERTNER parece ser del Mioceno (CEBALLOS, RUIZ DE LA TORRE, 1971).

En los sedimentos polínicos de la etapa postglacial de clima boreal en Europa aparece una cantidad muy abundante de polen de aliso, debido a que este período fue de clima más atlántico-marítimo que el siguiente, más atlántico-continental, donde fue relativamente abundante.

De un modo general, esta especie colonizaba los terrenos que el hielo iba dejando en su recesión hacia el norte. En estas épocas se produjeron los siguientes factores favorables a los alisos en Europa:

1. Elevación del nivel del mar, provocando niveles freáticos más altos e iniciando hidroseries.

2. Incremento de la relación precipitación/evaporación, provocando, independientemente de los niveles freáticos, unos suelos más húmedos en su superficie.

3. Destrucción de la vegetación existente, al variar las condiciones climáticas y bióticas.

En las épocas de clima postatlántico, el declive de la especie es notable y gradual hasta la situación actual en las épocas históricas.

En la Europa postglacial, las tierras bajas estaban ocupadas por pantanos y lagos bordeados de amplias extensiones de marjales y marismas, que estarían ampliamente colonizadas de alisos.

Un período prolongado de drenaje, cultivos, cortas e incendios, ya en épocas históricas, provocaron la recesión de la especie hasta su situación actual de «árbol de ribera» (McVEAN, 1956).

El poco valor que el hombre ha dado al bosque de aliso, no ha ayudado a mantener sus poblaciones, que se han visto y se ven drástica y sistemáticamente taladas, para plantar en su lugar especies denominadas de crecimiento rápido, como los *Populus* spp.



Fig. 13.—Amentos masculinos en formación.



Fig. 14.—Amentos masculinos maduros.

FENOLOGIA

Las hojas del aliso aparecen de últimos de marzo a principios de mayo, continuando verdes durante el otoño hasta su caída.

Los amentos masculinos y femeninos aparecen durante el verano y están completamente desarrollados en febrero o marzo del año siguiente, que es cuando se produce la polinización. Los amentos femeninos fecundados engrosan durante el verano y se lignifican al llegar el otoño.

La maduración tiene lugar en septiembre u octubre, diseminando a continuación o a principios de la primavera, quedando en el árbol los amentos fructíferos o «piñitas» vacías.

REPRODUCCION

El aliso disemina, en otoño y los principales agentes de dispersión de la especie son el agua corriente y las corrientes de aire sobre aguas estancadas.

Las semillas del aliso, que en realidad son los frutos, poseen dos flotadores o cámaras laterales de tejido suberoso y están recubiertas de una resistente capa externa de grasa, que le permite flotar en el agua hasta 12 meses sin perder su capacidad germinadora (McVEAN, 1955).

No tienen trazas de alas, como las que poseen las semillas de *Alnus incana* (L.) MOENCH o *Betula* spp., de modo que la dis-

persión por el viento no es tan efectiva como la que supone la caída por gravedad de la semilla. La dispersión de las semillas de aliso por el aire llega hasta los 20 m. desde el árbol padre y con un valor promedio de 10 m. (VINTHER, 1983), mientras que en *Fraxinus excelsior* LINNAEUS es de 30 m. y *Betula* spp. de 1.600 m. (GEIGER, 1950).

La dispersión a mayores distancias sólo es viable por medios acuáticos. Las aves acuáticas, como el mirlo acuático *Cinclus cinclus*, el Martín pescador *Aledo atthis* y especies pertenecientes a las familias: *Anatidae* y *Rallidae*, son portadoras ocasionales de semillas de aliso en sus plumajes, que trasladan a zonas húmedas distantes (McVEAN, 1955).

En árboles aislados comienza a dar fruto a los 15-20 años, y en espesura a los 35-40 años (CEBALLOS y RUIZ DE LA TORRE, 1971).

Existe una gran disparidad de criterios en la literatura botánica sobre la posible vecería del aliso. En general, muchos autores afirman que cada tres años hay una buena cosecha de semillas de aliso (McVEAN, 1955; SCHLICH, 1910).

El porcentaje de viabilidad de las semillas varía extraordinariamente desde un 0 a un 80 %, lo que es debido casi por completo a una falta formación del embrión (semillas vanas), ya que la germinación real es muy alta.

La germinación óptima tiene lugar aproximadamente a los 26° C y es independiente de la luz, las fluctuaciones normales de temperatura a lo largo del día y del pH del sustrato. La temperatura mínima de germinación es de 18° C y la máxima de 34° C. Sin embargo, al someter a las semillas húmedas a temperaturas de 0-4° C, durante algunas semanas, bajan las temperaturas mínimas de germinación a 7-8° C (McVEAN, 1955).

Las semillas son incapaces de germinar si la tensión de oxígeno es baja, lo que ocurriría si se enterrasen, pero al ser tan ligeras rara vez llegan a hacerlo, aunque exista una cubierta suelta de hojarasca, por lo que siempre tienen el suministro de oxígeno asegurado.

Las primeras germinaciones tienen lugar en invierno, durante los meses de febrero y marzo y continúan después hasta bien entrada la primavera, en abril y mayo. Debido a que necesitan un alto grado de humedad para la germinación, pocas lo consiguen a partir

del mes de junio, quedando muy pocas latentes en el suelo pasada la primavera.

Las plantitas tempranas permanecen durante semanas con la radícula sobresaliente, sin crecimiento, necrótica en el ápice y con pocas raicillas. Por contra, los hipocotiledones crecen rápidamente.

Ciertos aspectos del clima son desfavorables para el desarrollo de las semillas de aliso, ya que los fríos suaves del invierno de zonas atlánticas provocan la germinación temprana de las semillas y deja posteriormente a las plantitas a merced de las heladas, que las destruyen en su mayoría o las debilita de manera que mueren al llegar al buen tiempo.

Como ya se ha anotado, la ligereza de las semillas las mantiene en superficie, donde germinan, pero las lluvias frecuentes y fuertes levantan a las plantitas, dejándolas expuestas a la desecación.

Las poblaciones de diseminados pueden dividirse en las siguientes categorías, que dan una indicación de las condiciones que se requieren para obtener un desarrollo satisfactorio:

1. *Poblaciones de riada habitual*, marcadas por el máximo nivel de las aguas alcanzan todos los años y por la máxima altura de las crecidas de un río. Durante los meses invernales y sobre todo después de temporales de viento que sacuden las infrutescencias provocando la caída de las semillas al agua, las corrientes de ésta arrastran las semillas, que se acumulan en los remansos y orillas. Este mecanismo explica el fácil desarrollo de las plantitas de aliso en las orillas de aluvión, mientras que en las orillas erosionadas solamente hay individuos viejos y a menudo con las raíces al descubierto. Pero estas poblaciones no sólo dependen de las concentraciones locales de semillas, sino también de la persistencia de las condiciones de humedad adecuadas en el lugar de su asentamiento durante la primavera y el verano.

2. *Poblaciones de riadas no habituales*. Se localizan preferentemente en terrenos bajos de aluvión y dedicados a cultivos o pastos, y corresponden a riadas ocasionales que anegan dichas zonas.

3. *Poblaciones diseminadas por el viento*. Se encuentran normalmente como grupos



Fig. 15.—Amentos fructíferos en formación.

densos de arbolitos coetáneos y próximos a uno o varios árboles padres o como alineaciones a lo largo del borde de un bosque de alisos. Siempre hay un característico espacio de 3 ó 4 m. entre la base de los árboles adultos y las primeras plantitas, debido al efecto de sombra y a la competencia de raíz.

4. *Poblaciones dispersas.* Los alisos aunque normalmente viven gregariamente en suelos de gley, ocasionalmente pueden aparecer individuos relativamente distantes de la población más próxima, fruto no sólo de una dispersión muy favorable, sino también de unas condiciones edáficas y microclimáticas singulares.

Las plantitas de aliso tienen una mortalidad muy elevada en la naturaleza, por una parte mueren bajo condiciones meteorológicas desfavorables, anteriormente citadas, por otro, animales del suelo, como moluscos y roedores, devoran sus cotiledones y por último las plantitas de aliso mueren masivamente, durante los dos primeros años de su vida,

compitiendo por la luz con las malezas. Es por este motivo, por el cual el aliso tiene un extraordinario crecimiento en altura en los primeros años de su vida (FUNK, 1965).



Fig. 16.—«Piñitas» o amentos fructíferos lignificados, tras la dehiscencia.

Al final del primer año, el diseminado de alisos sufre una reducción media de un 90 % (McVEAN, 1956).

La plantita de aliso es muy sensible a la sequía, pero en el caso contrario, de sobresaturación hídrica, son capaces de sobrevivir durante periodos prolongados emitiendo raíces adventicias a la altura del nivel del suelo, pese a lo cual se produce una fuerte selección a favor de los individuos más vigorosos, muriendo los más débiles.

Las mayores supervivencias se obtienen en suelos con agua a 10 cm. de profundidad y de superficie húmeda, mientras que a profundidades mayores y con la superficie seca el aliso no se desarrolla.

Con un aporte de agua y luz adecuados, el aliso se desarrolla en cualquier tipo de suelo, aunque las plantitas que se desarrollen en terrenos básicos padecen clorosis.

KIRCHNER, LOEW y SCHROETER (1908) (citados por McVEAN, 1956) observaron que *A. glutinosa* se desarrolla fundamentalmente en áreas silíceas, mientras que *A. incana* lo hace en las calcáreas.

La existencia de microorganismos simbióticos en el suelo para el establecimiento de las plantitas no es vital, excepto quizás en el caso de suelos infértiles.

Brota fácil y vigorosamente de cepa, pero no de raíz. Se multiplica por semilla o bien por varetas enterradas, brotadas o enraizadas, que dan con sus brotes otras tantas plantitas (CEBALLOS y RUIZ DE LA TORRE, 1971).

UTILIZACION

«La madera del aliso, ni el diablo la quise», afirma un refrán castellano. Sin embargo, esta descalificación, sin duda desproporcionada, obedece a la ignorancia de las múltiples aplicaciones que, desde la antigüedad, se le ha venido dando a esta madera.

La madera de aliso es ligera y homogénea, de densidad bastante baja, aunque superior a la del álamo (*Populus* spp.) con un valor promedio de 0,52 al 12 % de humedad (MARTIN, 1985). Su dureza es media. Se agrieta y tuerce poco. Sus propiedades mecánicas son bastante débiles, pues es poco resistente y poco rígida, sin embargo, sus propiedades tecnológi-

cas son buenas, pues tiene una elevada capacidad para el clavado, atornillado, encolado, aserrado y mecanización.

Por todo esto, la madera de aliso se utiliza para fabricar numerosos objetos de pequeño tamaño, como zuecos, juguetes, etc., encontrando un amplio uso en tornería, así como para fabricar bastidores de puertas y ventanas.

En ebanistería y taracea se suelen buscar las verrugas, que se forman en las raíces de este árbol, para su aprovechamiento y también su madera por su grano fino, hermoso vetado y facilidad para el pulimento.

Debido a su fácil tinción, se emplea con mucha frecuencia para imitar al ébano y a la caoba, aunque se distingue fácilmente de ésta, al no poseer su vetado, y de aquel, por su menor densidad y dureza.

Es una madera que sumergida en el agua tiene una extraordinaria duración, casi tanto como la del roble, por lo que es muy buscada para obras hidráulicas, pilotes, diques, galerías de minas, acueductos, etc.

Bajo el punto de vista energético, la madera de aliso arde muy rápido, dando mucho calor y poco humo, y por esta razón se utiliza en la fabricación de vidrieras, en los hornos de pan y para asar carnes y pescados. Con 4.700 kilocalorías por kilo anhidro, demuestra tener un buen poder calorífico. El carbón, que se obtiene de ella, es mediocre, no chisporrotea y se usa para la fabricación de pólvora.

Es una madera de longitud de fibra corta (0,90 mm.) similar a la del arce (*Acer* spp.), álamo (*Populus* spp.) y roble (*Quercus* spp.) (SOUZA GONCALVES, KELLISON, 1980). Se la emplea en la fabricación de pasta de papel, obteniendo rendimientos satisfactorios con árboles adultos mediante el proceso del sulfato, aunque son más bajos que los que se obtienen con otras frondosas (BRUUN, BO AKLSKOG, PETERSON-FERNHOLM, 1958).

En resumen, es una madera de bastante buena calidad y que sin ser excepcional, es mejor que la del álamo (*Populus* spp.) (MARTIN, 1985).

La corteza y las infrutescencias del aliso contienen hasta un 17 % de taninos, por lo que se usan como curtientes, especialmente en Andalucía. Con su tanino y sulfato de hie-

rrero se obtiene un colorante negro de uso clásico en la tinción de fieltros de color negro o gris utilizados en sombrerería (CEBALLOS, RUIZ DELA TORRE, 1971).

La corteza tiene usos veterinarios como astringente. El ramón de aliso no es bueno para el ganado por su baja palatabilidad, sin embargo, se ha usado en casos de necesidad extrema. Las hojas tienen aplicaciones farmacológicas, ya que empleadas en cocimientos, cocciones, cataplasmas, gargarismos y bebidas muestran virtudes sudoríficas, diuréticas y vermífugas, siendo su corteza astringente, tónica y febrífuga (FONT QUER, 1973).

En España, el aliso ha sido considerado como una especie poco decorativa, sin embargo, se ha utilizado en ocasiones en las orillas de estanques y arroyos de zonas ajardinadas. Algunas variedades de *A. glutinosa* (L.) GAERTNER como *laciniata* HORT. o *imperialis* (*asplesifolia* HORT.) se usan por la forma rara de sus hojas. En Norteamérica, y por su carácter exótico, el aliso es usado profusamente en jardinería.

El aliso ha sido plantado en muchas partes del mundo y en algunas fuera de su área natural de distribución geográfica, debido principalmente a su capacidad para fijar el nitrógeno atmosférico.

El nitrógeno es con frecuencia un factor limitante del crecimiento de los bosques, tal y como demuestra la respuesta rápida de los árboles a la fertilización nitrogenada. Sin embargo, la cantidad total de nitrógeno presente en la mayor parte de los suelos forestales es bastante alta. El factor limitante está en que éste se encuentra en forma no asimilable por los árboles.

La materia orgánica del suelo o humus es la principal fuente de nitrógeno para las plantas, ya que parte del nitrógeno que los árboles toman a través de sus raíces, vuelve a la tierra en forma de hojarasca y de este modo, el nitrógeno está circulando continuamente en el ecosistema.

Se ha establecido que dependiendo de las condiciones climáticas y edáficas, así como de las especies y edad de los árboles, la cantidad anual de nitrógeno tomado del suelo oscila de 34 a 123 kg. por Ha., de las cuales de 22 a 79 son devueltos al suelo en forma de

hojarasca y de 8 a 44 son retenidos por la biomasa (DUVIGNEAUD, DENAEYER-DESMET, 1970).

Los valores más altos se dan en los bosques caducifolios centroeuropeos, mientras que los más bajos corresponden a los bosques boreales de coníferas. La cantidad total de nitrógeno presente en el suelo es de varios miles de toneladas métricas, así en los bosques caducifolios belgas se han encontrado de 4.480 a 13.760 kg. por Ha. (DUVIGNEAUD, FROMENT, 1969), mientras que en los bosques finlandeses de coníferas había de 1.017 a 1.673 k/Ha. (MÄLKÖNEN, 1975).

Debido a que la biomasa viva contiene de 100 a 400 kg. de nitrógeno por Ha. (MIKOLA, UOMALA, MÄLKÖNEN, 1983) se deduce que la necesidad anual de este elemento es relativamente pequeña comparada con el volumen total existente en el ecosistema. Sin embargo, en un momento dado tan sólo un 1% aproximadamente del nitrógeno del suelo está en forma asimilable por el árbol, esto es debido a la tasa lenta de mineralización del nitrógeno en forma orgánica del suelo procedente de la hojarasca.

La capacidad de mejora del suelo del aliso es conocida desde hace mucho tiempo y se debe a que el contenido en nitrógeno de la hojarasca de aliso es normalmente de un 2-3%, esto es, 2 ó 3 veces más alto que el de otras frondosas europeas (MIKOLA, 1954; MIKOLA, 1966; VIRO, 1955), así como a la más rápida y fácil mineralización del nitrógeno orgánico de la hojarasca del aliso (MIKOLA, 1958). Todo esto es consecuencia de la capacidad de fijación del nitrógeno atmosférico de la endosimbiosis *Frankia* sp./*Alnus* sp. de los nódulos de sus raíces.

Para aprovechar esta capacidad son factibles dos sistemas selvícolas, uno en el cual el aliso es objeto de un aprovechamiento comercial, y otra en la que no lo es (TARRANT, 1983).

En el primer caso, se pueden dar tres tipos de aprovechamientos comerciales del aliso:

A. Aprovechamientos continuos, para hacer crecer alisos maderables o para la producción de fibra, mediante turnos a medio plazo (25-30 años) y para la producción de biomasa en turnos más cortos (5-15 años).

B. Aprovechamientos alternativos, me-

diante las plantaciones alternas en el tiempo, de alisos con otras especies de mayor interés comercial, que se beneficiarían de la capacidad de mejora del suelo que tiene los primeros.

C. Aprovechamientos mixtos, en los que simultáneamente crecen el aliso y otra especie de mayor valor comercial.

El segundo sistema es aquel en el cual el aliso no tiene un valor comercial, pero que se incluye para mejorar el ecosistema, particularmente las propiedades físicas y químicas del suelo. En este caso (D.) el aliso crecería como un piso dominado con una plantación de árboles de interés comercial.

En el caso (A.) y para la producción de arbolado maderable el aliso en suelos fértiles alcanza una producción media de 8 m³ por hectárea y año en un turno de 90 años (MARTIN, 1985). Sin embargo, esta selvicultura clásica actualmente está siendo sustituida por turnos más cortos que aprovechan mejor el extraordinario crecimiento del aliso durante los 10 primeros años de su vida.

El aliso es una especie que permite aprovechar terrenos, que por encontrarse anegados durante parte del año, no toleran otras especies arbóreas. No obstante, durante muchos años se ha tenido la idea equivocada de que se podían obtener buenas producciones del aliso en suelos infértiles o degradados, pero lo cierto es que se necesita un suelo fértil para obtener un rendimiento aceptable (SOUZA GONZALVES, KELLISON, 1980).

En el caso de producción de fibra, el aliso no puede utilizarse en turnos cortos (5-10 años), siendo necesario el emplear turnos medios (25-30 años), ya que en los alisos de menos de 10 años el porcentaje de corteza respecto a la madera es muy alto, dando una pulpa de mala calidad.

En el sur de Estados Unidos y en las tierras bajas de Carolina del Norte y Alabama, que durante varios meses del año están anegadas, el aliso es una de las pocas especies que pueden aportar un suministro cercano y continuo de materia prima a las fábricas relacionadas con las fibras de frondosas (SOUZA, GONÇALVES, KELLISON, 1980).

Pero es en la producción de bimasa en turnos cortos (5-10 años) donde se aprovecha al

máximo su extraordinario crecimiento juvenil, sin embargo, todavía no se ha encontrado un aprovechamiento comercial de estas producciones, salvo como combustible (HALL, 1982).

El aprovechamiento alternativo (B.) del aliso con otras especies de mayor valor comercial, tales como *Pinus* spp. o *Abies* spp. es uno de los aprovechamientos del aliso menos atractivos, ya que incluso con rotaciones cortas del aliso, la producción potencial de la otra especie es superior a la rentabilidad obtenida de la producción de aliso y la mejora del suelo, siempre que partamos de la hipótesis de que el terreno es apto para el establecimiento de la especie más valiosa (MIKOLA, UOMALA, MÄLKÖNEN, 1983).

Respecto a los aprovechamientos mixtos (C.), en los que se hace crecer al aliso simultáneamente con otras especies de mayor interés comercial, diferentes autores han puesto en evidencia los efectos positivos del aliso en plantaciones mixtas respecto a la otra especie: *Juglans nigra* LINNAEUS (PHARES, SCHLESINGER, COOPER, 1975); *Platanus occidentalis* LINNAEUS, *Acer saccharinum* LINNAEUS, *Populus* spp. y *Larix* spp. (PLASS, 1977); *Picea abies* (L.) KARSTEN (LEVY, 1982), etc.

En la mayoría de los casos el aliso se corta a los 10 años y esta supresión estimula el crecimiento de la especie asociada, no sólo al eliminar la competencia, sino también al beneficiarse del efecto positivo, que el aliso tiene sobre el suelo y el beneficio económico de esta cosecha temprana puede compensar parte de los costes e incluso pagar prácticas culturales adicionales de la producción principal.

Sin embargo, el aliso podría finalizar el turno en el caso de crecer con especies de crecimiento similar y turno corto, como los *Salix* spp.

Lógicamente, este tipo de plantación es más rentable en los suelos donde la cantidad de nitrógeno es un factor limitante para el crecimiento.

Por último, el sistema selvícola en el cual el aliso no tiene un valor comercial (D.) se beneficia tan sólo de su capacidad fijadora del nitrógeno atmosférico para mejorar áreas degradadas, tales como bancos de excavación de minas (SEILER, McCORMICK, 1982; FUNK,

1979), suelos degradados (TARRANT, 1982; MIKOLA, UOMALA, MÄLKÖNEN, 1983), y suelos infértiles o con un bajo contenido en nitrógeno (TARRANT, TRAPPE, 1971).

Después de una plantación de alisos, la vegetación natural puede colonizar más fácilmente estos lugares y más tarde, especies tolerantes de sombra, como *Abies* sp., pueden ser plantados bajo la espesura de alisos (MIKOLA, UOMALA, MÄLKÖNEN, 1983).

En conclusión, el aliso es una especie poco utilizada hasta ahora y mal conocida en el plano forestal. En los últimos años los investigadores han puesto su atención en esta especie, muy interesante desde múltiples puntos, pero en particular respecto a su facultad para la fijación simbiótica del nitrógeno. Por tanto se debe esperar un futuro más relevante en la producción forestal mundial.

Principales invertebrados parásitos del género *Alnus* en el mundo

El establecimiento extensivo de plantaciones monoespecíficas de alisos o mixtas con otras especies de crecimiento rápido provocará, sin duda, la aparición de plagas autóctonas o introducidas que incidirán negativamente sobre la producción de biomasa.

Ciertos artrópodos parásitos del aliso son bien conocidos en la actualidad por los daños que provocan en otras especies de importancia económica, como son las pertenecientes a los géneros *Populus* o *Salix*. Por el contrario, la importancia de los daños que estas plagas provocan en el aliso es todavía muy poco conocida.

Por otra parte, aquellos insectos, que normalmente se encuentran en escaso número en las alisedas naturales, son plagas potenciales en las plantaciones artificiales, donde la mayor disponibilidad de alimento y la alteración del equilibrio natural con respecto a la entomofauna útil favorece el crecimiento de sus poblaciones hasta alcanzar niveles perjudiciales o de plaga.

A continuación y a modo de antecedente se relacionan los principales artrópodos parásitos del género *Alnus* encontrados en el mundo, ordenados taxonómicamente según la clasificación sistemática adoptada por VIEDMA et al. (1985), así como las especies de *Alnus* sobre las que son huésped y el autor y país de procedencia de las referencias bibliográficas donde se citan. También se cita una especie de *Nematoda*, única especie encontrada de otros invertebrados, no artrópodos.

Las abreviaturas, empleadas para los diferentes países citados, se relacionan alfabéticamente a continuación:

Al.: Alemania.
 Arg.: Argentina.
 Au.: Austria.
 Bel.: Bélgica.
 Bul.: Bulgaria.
 Can.: Canadá.
 Chec.: Checoslovaquia.
 Chi.: China.
 Chip.: Chipre.
 Co.: Colombia.
 Cor.: Corea.

Din.: Dinamarca.
 EE.UU.: Estados Unidos de América.
 Esp.: España.
 Fin.: Finlandia.
 Fr.: Francia.
 Gr.: Grecia.
 Hol.: Holanda.
 Hun.: Hungría.
 In.: India.
 Irl.: Irlanda.
 Ir.: Irán.
 It.: Italia.
 Jap.: Japón.
 Marr.: Marruecos.
 Mex.: México.
 Nep.: Nepal.
 Pol.: Polonia.
 Por.: Portugal.
 R.U.: Reino Unido de Gran Bretaña.
 Ru.: Rumania.
 Su.: Suecia.
 Sz.: Suiza.
 Tw.: Taiwan.
 Tur.: Turquía.
 URSS: Unión de Repúblicas Socialistas Soviéticas.
 Yug.: Yugoslavia.

Se han encontrado citadas 495 especies de invertebrados parásitos de especies del género *Alnus*, que se desglosan numéricamente y porcentualmente, según los los diferentes taxones, en los siguientes valores:

Orden	N.º especies	Porcentaje (%)
Dorylaimida	1	0,2
Acari	11	2,2
Orthoptera	1	0,2
Hemiptera	10	2,0
Homoptera	56	11,3
Thysanoptera	1	0,2
Isoptera	2	0,4
Lepidoptera	206	41,6
Diptera	5	1,0
Hymenoptera	37	7,5
Coleoptera	165	33,4
TOTAL	495	100,0

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
CLASE: Nematoda, RUDOLPHI, 1808 ORDEN: Dorylaimida, PEARSE, 1942			
FAMILIA: Longidoridae THORNE, 1935 (MEYL, 1961); HOOPER et SOUTHEY, 1973 emend. <i>Longidorus maximus</i> (BÜTSCH- LI, 1874).	<i>Alnus</i> spp.	SCOTTO LA MASSERE (1970).	Fr.
CLASE: Arachnida LAMARCK, 1815 ORDEN: Acari NITZSCH, 1818			
FAMILIA: Eriophyidae NALEPA, 1898. <i>Acalitus brevitarsus</i> FOCKEU, 1890. <i>Acaricalus parabolus</i> KEIFER, 1975. <i>Acaricalus trinotus</i> NALEPA, 1896. <i>Aceria nalepai</i> FOCKEU, 1890. <i>Eriophyes bistriatus</i> NALEPA, 1919. <i>Eriophyes laevis</i> NALEPA, 1898. <i>Eriophyes axillaris</i> CONNOLD.	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. cordata</i> . <i>A. rugosa</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	EASTERBROOK (1979). JEPPSON, KEIFER y BAKER (1975). EASTERBROOK (1979). MASEE (1961). EASTERBROOK (1979). MASSEE (1961). SHIMANSKII (1976). MASEE (1961).	R. U. EE. UU. R. U. R. U. R. U. URSS R. U.
FAMILIA: Rhyncaphyoptidae KEIFER, 1961. <i>Diptacus sacramentae</i> KEIFER, 1939.	<i>A. incana</i> y <i>A. rubra</i> .	EASTERBROOK (1979).	R. U.
FAMILIA: Tetranychidae DONNADIEU, 1875. <i>Eotetranychus uncatus</i> GARMAN. <i>Panonychus ulmi</i> (KOCH). <i>Tetranychus urticae</i> KOCH, 1836.	<i>Alnus</i> spp. <i>A. incana</i> y <i>A. glutinosa</i> . <i>A. incana</i> .	JEPPSON, KEIFER, BAKER (1975). LÖYTTYNIEMI y TULISALO (1974). LÖYTTYNIEMI y TULISALO (1974).	EE. UU. Fin. Fin.
CLASE: Insecta LINNAEUS, 1758 ORDEN: Orthoptera LATREILLE, 1793; OLIVIER, 1789			
FAMILIA: Tettigoniidae ANDER, 1939. <i>Cyrtaspis scutata</i> CHARPENTIER, 1825.	<i>A. glutinosa</i> .	PINEDO (1983).	Esp.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
CLASE: <i>Insecta</i> LINNAEUS, 1758 ORDEN: <i>Hemiptera</i> LATREILLE, 1825			
FAMILIA: <i>Miridae</i> DHRN., 1859. <i>Ceratocapsus piceatus</i> HENRY, 1979. <i>Ceratocapsus modestus</i> (UHLER, 1887).	<i>A. rugosa.</i> <i>A. rugosa.</i>	HENRY (1979). KNIGHT (1923, 1941).	EE. UU. EE. UU.
FAMILIA: <i>Tingidae</i> COSTA, 1838. <i>Corythucha pergandei</i> HEID.	<i>Alnus</i> spp.	SHEELEY y YONKE (1977)	EE. UU.
<i>Monosteira unicastata</i> (MULSANT y REY, 1825).	<i>A. glutinosa.</i>	PERICART (1981).	Esp.
<i>Physatochila quadrimaculata</i> WOLF.	<i>A. glutinosa</i>	GÓMEZ MENOR (1953-54).	Esp.
FAMILIA: <i>Pentatomidae</i> LEACH, 1815. <i>Elasmucha grisea</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa.</i>	MELBER, KLINDWORTH y SCHMIDT (1981).	Al.
<i>Elasmucha antennata</i> REUT. <i>Elasmucha lateralis</i> SAY.	<i>Alnus</i> spp. <i>A. serrulata.</i>	LODOS y ÖNDER (1979). JONES y McPHERSON (1980).	Tur. EE. UU.
<i>Elasmothetus atricornis</i> (VAN. D.). <i>Elasmothetus cruciatus</i> SAY.	<i>A. serrulata.</i> <i>A. serrulata</i>	JONES y McPHERSON (1980). JONES y McPHERSON (1980).	EE. UU. EE. UU.
CLASE: <i>Insecta</i> LINNAEUS, 1758 ORDEN: <i>Homoptera</i> LEACH, 1815			
FAMILIA: <i>Cicadidae</i> LATREILLE, 1807. <i>Ledra aurita</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	AMMAN (1983).	Al.
FAMILIA: <i>Cercopidae</i> LEACH, 1815. <i>Aphrophora alni</i> FALLEN, 1826.	<i>A. glutinosa.</i> <i>A. glutinosa.</i>	RAATIKAINEN y VASARAINEN (1970). MAJZLAN (1979).	Fin. Chec.
FAMILIA: <i>Issidae</i> SPINOLA, 1839. <i>Issus coleoptratus</i> FABRICIUS, 1781.	<i>Alnus</i> spp.	LODOS y KALKANDELEN (1981).	Esp., Tur.
<i>Mycterodus avifrons</i> PUTON, 1890.	<i>Alnus</i> spp.	LODOS y KALKANDELEN (1981).	Tur., URSS
FAMILIA: <i>Psyllidae</i> LATREILLE, 1807. <i>Alebra abostriella</i> FALLEN, 1826.	<i>Alnus</i> spp.	LODOS y KALKANDELEN (1983).	Esp., Tur.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Edwardsiana alnicola</i> EDWARDS.	<i>A. glutinosa</i> .	TAKSDAL (1977).	Nor.
<i>Edwardsiana geometrica</i> SCHRANK.	<i>A. glutinosa</i> .	TAKSDAL (1977).	Nor.
<i>Edwardsiana rosae</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	LODOS y KALKANDELEN (1984).	Tur.
FAMILIA: Psyllidae LATREILLE, 1807.			
<i>Kybos smaragdulus</i> FALLEN, 1826.	<i>Alnus</i> spp.	TAKSDAL (1977).	Nor.
<i>Psylla alni</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	HODKINSON (1976). KLIMASZENSKI y LODOS (1979).	R. U. Tur.
	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> , <i>A. incana</i> . <i>A. hirsuta</i> , <i>A. viridis</i> , <i>A. japonica</i> .	MAJZLAN (1979). HODKINSON, WHITE (1979).	Chec. R. U.
<i>Psylla floccosa</i> PATCH (TUTHILL, 1943).	<i>A. crispata</i> .	MACLEAN y HODKINSON (1980).	EE. UU.
<i>Psylla foersteri</i> FLOR.	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> , <i>A. incana</i> .	KLIMASZENSKI y LODOS (1979). HODKINSON, WHITE (1979).	Tur. R. U.
<i>Psylla fusca</i> ZETT.	<i>Alnus</i> spp.	MACLEAN y HODKINSON (1980).	Su., Nor.
<i>Psylla galeaformis</i> PATCH (TUTHILL, 1943).	<i>A. crispata</i> .	HODKINSON (1978).	EE. UU.
FAMILIA: Aphididae BUCKTON, 1881.			
<i>Aphis crocivora</i> KOCH.	<i>Alnus</i> spp.	WADHI y PARSHAD (1980).	In.
<i>Crypturaphis grassi</i> SILVESTRI.	<i>A. cordata</i> .	PATTI (1983).	It.
<i>Euceraphis gillettei</i> (DAVIDSON).	<i>A. rubra</i> .	GAGNÉ, 1981; MACKAUER, FOOTIT (1979).	EE. UU.
<i>Eutridopsiphum alnicola</i> BASU, 1967.	<i>A. nepalensis</i> .	DAS y RAYCHAUDHURI (1983).	In., Nep.
<i>Eutrichopsiphum alnifoliae</i> (DAS y RAYCHAUDHURI, 1983).	<i>A. nepalensis</i> .	DAS y RAYCHAUDHURI (1983).	Nep.
<i>Glyphina schrankiana</i> BÖRNER, 1950.	<i>Alnus</i> spp.	SZELEGIEWICZ (1982).	Pol.
<i>Latgerina orizabaensis</i> REMAUDIERE, 1981.	<i>A. arguta</i> (= <i>A. acuminata</i>). <i>A. arguta</i> .	REMAUDIERE (1981).	Mex.
		STARY y REMAUDIERE (1982).	Mex.
<i>Mesocallis alnicola</i> GHOSH, 1974.	<i>A. nepalensis</i> .	GHOSH (1974).	In.
<i>Mesocallis obtusirrostris</i> GHOSH, 1974.	<i>A. nepalensis</i> . <i>A. nepalensis</i> .	GHOSH (1974). DAS y RAYCHAUDHURI (1983).	In. In., Nep.
<i>Mollitrichosiphum acutihirsutum</i> MAITY y CHAKRABARTI, 1980.	<i>A. nepalensis</i> .	MAITY y CHAKRABARTI (1980).	In.
<i>Mollitrichosiphum alni</i> GHOST, 1970.	<i>A. nepalensis</i> .	DAS y RAYCHAUDHURI (1983).	In., Nep.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Mollitrichosiphum buddlejae</i> GHOST, 1971.	<i>A. nepalensis.</i>	DAS y RAYCHAUDHURI (1983).	In., Nep.
<i>Neobetulaphis chaetosiphon</i> QUEDNAU y CHAKRABARTI, 1980.	<i>A. nepalensis.</i>	QUEDNAU y CHAKRA- BARTI (1980).	In.
<i>Prociphilus tessellatus.</i>	<i>A. rugosa.</i>	EISNER, KICKS y EISNER (1978).	EE. UU.
	<i>A. glutinosa.</i>	SOUZA GONÇALVES y KELLISON (1980).	EE. UU.
<i>Pterocallis alni</i> DEGEER, 1773.	<i>A. glutinosa.</i> <i>A. glutinosa.</i> <i>A. glutinosa.</i>	CARVER (1980). HEIE (1982). NIETO NAFRÍA et al. (1982).	Aus. Su., Nor. Esp.
<i>Pterocallis maculata</i> VON HEY- DEN, 1837.	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana.</i> <i>A. glutinosa.</i> <i>A. glutinosa.</i>	PATTI (1983). HEIE (1982). NIETO NAFRÍA et al. (1982).	It. Su., Nor. Esp.
<i>Pterocallis albidus</i> BÖRNER, 1940.	<i>Alnus</i> spp. <i>A. incana.</i>	REMAUDIÈRE (1982). HEIE (1982),	Gr. Su., Nor.
<i>Taoia indica</i> GHOSH y RAY- CHAUDHURI, 1972.	<i>A. nepalensis.</i>	DAS y RAYCHAUDHURI (1983).	In. y Nep.
FAMILIA: Coccidae LEACH, 1815.			
<i>Chionaspis salicis</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa.</i> <i>A. nepalensis.</i>	MARTÍN MATEO (1983). MORRIS (1983).	Esp. In.
<i>Diaspidiotus alni</i> MARCH.	<i>Alnus</i> spp.	BORKSENIUS (1950, 1973).	URSS
<i>Lecanium corni</i> BOUCHE.	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	EE. UU.
<i>Phenacaspis alnus</i> KUWANA, 1928.	<i>Alnus</i> spp.	BORKSENIUS (1950, 1973)	URSS
<i>Pulvinaria vitis</i> LINNAEUS.	<i>Alnus</i> spp.	CHARARAS (1962).	Fr.
<i>Rhizaspidiotus artemisiae</i> (HALL, 1926).	<i>A. glutinosa.</i>	MARTÍN MATEO (1983).	Esp.
<i>Targonia alni</i> MARCHAL, 1912.	<i>A. glutinosa.</i>	BALACHOWSKY (1932).	Fr.
<i>Xylococcus japonicus</i> OGUMA, 1919.	<i>Alnus</i> spp.	BORKSENIUS (1950).	URSS
FAMILIA: Cicadellidae LA- TREILLE, 1825.			
<i>Agnesiella alni</i> SHARMA y MAL- HOTRA, 1981.	<i>A. nitida.</i>	SHARMA y MALHOTRA (1983).	In.
<i>Agnesiella jammuensis</i> SHARMA y MALHOTRA, 1981.	<i>A. nitida.</i>	SHARMA y MALHOTRA (1981).	In.
<i>Alnetoidea alneti</i> (DAHLBOM).	<i>Alnus</i> spp.	BEDNARCZYK (1983).	Po.
<i>Arboridia parvula</i> BOHEMANN, 1845.	<i>Alnus</i> spp.	RIBAUT (1936), citado por LODOS y KALKAN- DELEN (1984).	Fr.
<i>Cicadella viridis</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa.</i>	LODOS y KALKANDELEN (1983).	Tur.
<i>Euptericiba jocunda</i> (HERRICH- SCHAFFER, 1837).	<i>Alnus</i> spp.	LODOS y KALKANDELEN (1984).	Tur.
<i>Eurhadina ribauti</i> (WAGNER).	<i>A. glutinosa.</i>	CLARIDGE y WILSON (1978)	R. U.
<i>Eurhadina concina</i> (GERMAN).	<i>A. glutinosa.</i>	TAKSDAL (1977).	Nor.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Idiocerus stigmatalis</i> LEWIS, 1834.	<i>Alnus</i> spp.	REBAUT (1952), citado por LODOS y KALKANDELEN (1982).	Fr.
<i>Populicerus populi</i> (LINNAEUS, 1761).	<i>Alnus</i> spp.	LODOS y KALKANDELEN (1982).	Tur.
<i>Oncospis alni</i> (SCHRANK).	<i>A. glutinosa</i> .	CLARIDGE, REYNOLDS y WILSON (1977).	R. U.
<i>Oncospis avellanae</i> (EDWARDS).	<i>A. glutinosa</i> .	CLARIDGE, REYNOLDS y WILSON (1977).	R. U.
<i>Ribautiana tenerrima</i> (HE-RRICH-SCHAFFER, 1834).	<i>Alnus</i> spp.	LODOS y KALKANDELEN (1984).	Tur.
<i>Tremulicerus vitrens</i> (FABRICIUS, 1803).	<i>Alnus</i> spp.	LODOS y KALKANDELEN (1982).	Tur.
<i>Typhlocyba quercus</i> (FABRICIUS, 1777).	<i>Alnus</i> spp.	LODOS y KALKANDELEN (1984).	Tur.
<i>Zygina rhammi</i> (FERRARI, 1882).	<i>A. orientalis</i> .	LINDBER (1948), citado por LODOS y KALKANDELEN (1984).	Chip.
CLASE: <i>Insecta</i> LINNAEUS, 1758 ORDEN: <i>Thysanoptera</i> HAUDAY, 1836			
FAMILIA: <i>Thripidae</i> UZEL, 1895. <i>Dendrotrips ornatus</i> JABL.	<i>Alnus</i> spp.	BOURNIER (1983).	Fr.
CLASE: <i>Insecta</i> LINNAEUS, 1758 ORDEN: <i>Isoptera</i> BRULLE, 1832			
FAMILIA: <i>Rhinotermitidae</i> LIGHT, 1921. <i>Stylotermes crinis</i> GAO, ZHU y GONG, 1981. <i>Stylotermes longignathus</i> GAO, ZHU y HAN, 1981.	<i>A. cremastogyne</i> . <i>A. cremastogyne</i> .	GAO, ZHU, HAN y GONG (1981). GAO, ZHU, HAN y GONG (1981).	Chi. Chi.
CLASE: <i>Insecta</i> LINNAEUS, 1758 ORDEN: <i>Lepidoptera</i> LINNAEUS, 1758			
FAMILIA: <i>Stigmelidae</i> LEMARCHAND, 1944 (<i>Nepticulidae</i> SPULER, 1910). <i>Bohemannia quadrimaculella</i> (BOHEMAN, 1851). <i>Stigmella alnetella</i> (STAINTON, 1856). <i>Stigmella glutinosae</i> (STAINTON, 1856).	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> .	EMMET (1976). GIELIS, HUISMAN, KUCHLEIN, NIEUKERKEN, WOLF, WOLSCHRIJN (1985). EMMET (1976). EMMET (1976).	R. U. Hol. R. U. R. U.
FAMILIA: <i>Incurvariidae</i>, SPULER, 1910. <i>Incurvaria pectinea</i> HAWORTH, 1828.	<i>Alnus</i> spp.	HEATH et al. (1976).	R. U.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Hematopogon swammerdame- lla</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	HEATH et al. (1976).	R. U.
FAMILIA: Heliozelidae HEINE- MANN, 1870.			
<i>Heliozela resplendella</i> (STAIN- TON, 1851).	<i>A. glutinosa</i> .	EMMET (1976).	R. U.
FAMILIA: Aegeriidae STE- PHENS, 1829 (Sesiidae STE- PHENS, 1828).			
<i>Conopia hector</i>	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Jap.
<i>Paranthrene tabaniformis</i> (ROT- TEMBURG, 1775).	<i>Alnus</i> spp.	G. DE VIEDMA (1970).	Esp.
<i>Sesia apiformis</i> (CLERCK, 1759).	<i>Alnus</i> spp.	BACHILLER et al. (1981).	Esp.
<i>Synanthedon culiciformis</i> (LIN- NAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	G. DE VIEDMA (1970).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER, WOHLFAHRT (1960).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	VUOLA, KORPELA (1981).	Fin.
	<i>Alnus</i> spp.	HEATH (1985).	R. U.
<i>Synanthedon mesiaeformis</i> (H. S.).	<i>A. glutinosa</i> .	SARAMO (1973).	Fin.
	<i>A. glutinosa</i> .	VUOLA, KORPELA (1977, 1981).	Fin.
<i>Synanthedon spheciformis</i> (DE- NIS y SCHIFFERMULLER, 1775).	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER, WOHLFAHRT (1960).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	SCHNAIDER (1976).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	VUOLA, KORPELA (1978).	Fin.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	HEATH (1985).	R. U.
	<i>A. glutinosa</i> , <i>A. incana</i> .	SIERPINSKI (1985).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> , <i>A. incana</i> y <i>A. viridis</i> .	LASTOVKA (1983).	Chec.
FAMILIA: Gelechiidae STAIN- TON, 1854.			
<i>Adrasteia proximella</i> (HBN.).	<i>Alnus</i> spp.	HASSANEIN (1979).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Po.
FAMILIA: Oecophoridae STAINTON, 1859.			
<i>Harpella forficella</i> (Sc., 1763).	<i>Alnus</i> spp.	AGENJO (1960).	Esp.
FAMILIA: Yponomeutidae STEPHENS, 1829.			
<i>Prays fraxinella</i> (BJERKANDER, 1784).	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa
FAMILIA: Coleophoridae HÜBNER, 1825.			
<i>Coleophora anatipennella</i> (HÜB- NER, 1796).	<i>A. glutinosa</i> .	BALACHOWSKY (1966).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Coleophora alnifoliae</i> BARASCH, 1934	<i>Alnus</i> spp.	GIELIS et al. (1985).	Hol.
<i>Coleophora badiipennella</i> (DU- PONCHEL, 1843).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Coleophora fuscedinella</i> (ZELLER, 1849). [= <i>C. serratella</i> (LINNAEUS, 1761).] <i>Eupista limosipennella</i> (DUPONCHEL, 1843)	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. incana</i> y <i>A. viridis</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	COSHAM (1974). GEPPE (1975). GORNÝ (1979). BALACHOWSKY (1966).	R. U. Al. Pol. Fr.
FAMILIA: <i>Gracillariidae</i> REBEL, 1901 (<i>Lithocolletidae</i> STAINTON, 1854).			
<i>Caloptilia elongella</i> (LINNAEUS).	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> .	GORNÝ (1979). BEIGER (1980). HEATH (1985). HEATH (1985).	Pol. Pol. R. U. R. U.
<i>Caloptilia falconipennella</i> (HUBNER).	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	FRANKENHUYZEN, FRIKES (1976).	Hol.
<i>Phyllonorycter alnifoliella</i> (HUBNER). [= <i>Lithocolletis rajella</i> (sensu ZELL.)]. [= <i>P. strigulatella</i> (ZELLER)].	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. incana</i> . <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	ABAYIS (1979). GORNÝ (1979). HEATH (1985). FRANKENHUYZEN, FRIKES (1976).	R. U. Pol. R. U. Hol.
<i>Phyllonorycter froelichiella</i> (ZELLER).	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	HEATH (1985). DRAGHIA (1974). FRANKENHUYZEN, FRIKES (1976).	R. U. Ru. Hol.
<i>Phyllonorycter kleemannella</i> (F.).	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> , <i>A. cordata</i> y <i>A. incana</i> . <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	ABAYIS (1979). GORNÝ (1979). HEATH (1985). FRANKENHUYZEN y FRIKES (1976).	R. U. Pol. R. U. R. U.
<i>Phyllonorycter rajella</i> (LINNAEUS). [= <i>Lithocolletis strigulatella</i> (ZELLER)].	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	GORNÝ (1979). HEATH (1985).	Pol. R. U.
<i>Phyllonorycter stettinensis</i> (NICELLI).	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> .	FRANKENHUYZEN y FRIKES (1976). ABAYIS (1979). HEATH (1985).	Hol. R. U. R. U.
FAMILIA: <i>Plutellidae</i> GUENÉE, 1845.			
<i>Atemelia torquatella</i> (Z.).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNÝ (1979).	Pol.
FAMILIA: <i>Glyphipterygidae</i> STAINTON, 1854.			
<i>Choreutis diana</i> (HÜBNER).	<i>A. incana</i> .	HEATH (1979).	R. U.
FAMILIA: <i>Cossidae</i> LEACH, 1815			
<i>Cossus cossus</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>A. incana</i> . <i>A. glutinosa</i> .	BARBEY (1925). CHARARAS (1962). BALACHOWSKY (1966). G. DE VIEDMA (1970). G. BUSTILLO, F. RUBIO (1976). MORRIS (1983). HEATH (1985).	Fr. Fr. Fr. Esp. Esp. Hol., Po., R. U. R. U.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Zeuzera pyrina</i> LINNAEUS, 1761).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	G. DE VIEDMA (1970). MORRIS (1983).	Esp. It.
FAMILIA: <i>Psychidae</i> BOISDUVAL, 1828.			
<i>Sterrhopterix hirsutella</i> (HBN., 1866). [= <i>fusca</i> (HAWORTH, 1809)].	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
FAMILIA: <i>Tortricidae</i> STEPHENS, 1829.			
<i>Acleris emargana</i> (FABRICIUS, 1775).	<i>Alnus</i> spp.	BRADLEY, TREMEWAN y SMITH (1973).	R. U.
<i>Acleris ferrugana</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1776).	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> .	SWATSCHKE (1958). GORNY (1979).	Al. Pol.
<i>Acleris tripunctana</i> (HÜBNER, 1796-1799).	<i>Alnus</i> spp.	BRADLEY, TREMEWAN y SMITH (1973).	R. U.
<i>Acleris umbrana</i> (HÜBNER, 1796-1799).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	HASSANEIN (1979). DAHL, DAHL y BISCHOFF (1961).	Al. Al.
	<i>Alnus</i> spp.	BRADLEY, TREMEWAN y SMITH (1973).	R. U.
<i>Acleris variegana</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1776).	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979). GORNY (1979).	Pol. Pol.
<i>Adoxophyes orana</i> (FISCHER VON ROESLERSTAMM, 1834-1843). [= <i>Adoxophyes reticulana</i> HÜBNER, 1818-1819.]	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	SWATSCHKE (1958). DAHL, DAHL, BISCHOFF (1961).	Pol. Al.
	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	BALACHOWSKY (1966). BRADLEY, TREMEWAN y SMITH (1973).	Fr. R. U.
	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> .	HASSANEIN (1979). GORNY (1979).	Al. Pol.
<i>Archips crataegana</i> (HÜBNER, 1796-1799).	<i>Alnus</i> spp.	BACHILLER et al. (1981).	Esp.
<i>Archips podana</i> SCOPOLI, 1763.	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	SWATSCHKE (1958). BALACHOWSKY (1966).	Al. Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Archips rosana</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	DAHL, DAHL y BISCHOFF (1961).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Capua flavillaceana</i> (HÜBNER, 1814-1817). [= <i>C. vulgana</i> (FROLICH, 1828)].	<i>Alnus</i> spp.	DAHL, DAHL, BISCHOFF (1961).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	BRADLEY, TREMEWAN y SMITH (1973).	R. U.
<i>Epinotia penkleriana</i> (SCHIFFERMÜLLER, 1776).	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	SWATSCHKE (1958). DAHL, DAHL y BISCHOFF (1961).	Al. Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Epinotia demarniana</i> (FISCHER, 1840).	<i>Alnus</i> spp.	SWATSCHKE (1958).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Epinotia inmundana</i> (FISCHER, 1839).	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> .	SWATSCHKE (1958). GORNY (1979).	Al. Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	DAHL, DAHL y BISCHOFF (1961).	Al.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Argyroploce stibiana</i> (GUENEE, 1845).	<i>Alnus</i> spp.	DAHL, DAHL y BISCHOFF (1961).	Al.
<i>Epinotia nisella</i> (CLERCK, 1759).	<i>Alnus</i> spp.	SWATSCHKE (1958).	Al.
<i>Epinotia solandriana</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	SWATSCHKE (1958). DAHL, DAHL y BISCHOFF (1961).	Al. Al.
<i>Epinotia sordidana</i> (HÜBNER, 1823-1824).	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979). SWATSCHKE (1958). DAHL, DAHL y BISCHOFF (1961).	Pol. Al. Al.
<i>Epinotia stroeminana</i> (FABRICIUS, 1781).	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	GORNY (1979). SWATSCHKE (1958). DAHL, DAHL y BISCHOFF (1961).	Pol. Al. Al.
<i>Epinotia tetraquetana</i> (HAWORTH, 1811).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	HASSANEIN (1979). SWATSCHKE (1958). DAHL, DAHL y BISCHOFF (1961).	Al. Al. Al.
<i>Eulia ministrana</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	SWATSCHKE (1958). DAHL, DAHL y BISCHOFF (1961).	Al. Al.
	<i>Alnus</i> spp.	BRADLEY, TREMEWAN y SMITH (1973).	R. U.
<i>Gypsonoma dealbana</i> (FRÖLICH, 1828).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	HASSANIEN (1979). SWATSCHKE (1958).	Al. Al.
<i>Hedya nubiferana</i> (HAWORTH, 1811). [= <i>H. variegana</i> (HÜBNER, 1796-1799)].	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Hedya atropunctana</i> (ZETTERSTEDT, 1840). [= <i>Olethreutes dimidiana</i> (SODOFFSKY, 1830)].	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	SWATSCHKE (1958). DAHL, DAHL y BISCHOFF (1961).	Al. Al.
<i>Homopopsis rubens</i> KUZNETSOV, 1976.	<i>A. hirsuta</i> .	KUZNETSOV (1976).	URSS
<i>Pammeme spiniana</i> (DUPONCHEL, 1843).	<i>A. glutinosa</i> .	SWATSCHKE (1958).	Al.
<i>Pandemis cerasana</i> (HÜBNER, 1799). [= <i>P. ribeana</i> (HÜBNER, 1796)].	<i>Alnus</i> spp.	BRADLEY, TREMEWAN y SMITH (1973).	R. U.
<i>Pandemis corylana</i> (FABRICIUS, 1794).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Pandemis heparana</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1776).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Paracelypha rivulana</i> (SCOPOLI, 1763). [= <i>Olethreutes rivulana</i> (SCOPOLI, 1763)].	<i>Alnus</i> spp.	SWATSCHKE (1958).	Al.
<i>Ptycholoma lecheanum</i> LINNAEUS, 1758.	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Spilonota ocellana</i> (FABRICIUS, 1787).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	SWATSCHKE (1958). DAHL, DAHL y BISCHOFF (1961).	Al. Al.
	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> .	BALACHOWSKY (1966). GORNY (1979).	Fr. Pol.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Tortrix viridana</i> LINNAEUS, 1758.	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Zeiraphera isertana</i> (FABRICIUS, 1794).	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa
FAMILIA: Lasiocampidae HARRIS, 1841.			
<i>Eriogaster arbusculae</i> FRR.	<i>A. viridis</i> .	FORSTER, WOHLFAHRT (1960).	Al.
<i>Eriogaster catax</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. viridis</i> .	ROUGEOT, VIETTE (1980).	Europa
<i>Eriogaster lanestris</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982).	Al.
<i>Lasiocampa quercus</i> (LINNAEUS, 1753).	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Malacosoma californicum</i> (DYAR).	<i>Alnus</i> spp.	CARUBERG (1980).	Fin.
	<i>Alnus rubra</i> .	ROUGEOT, VIETTE (1980).	Europa
	<i>A. glutinosa</i> .	FORSTER y WOHLFAHRT (1960).	Al.
		SAUER (1984).	Al.
		RHOADES (1982).	EE. UU.
		MORRIS (1983).	EE. UU., Can.
	<i>Alnus rubra</i> .	MYERS, WILLIAMS (1984).	Can.
	<i>Alnus rubra</i> .	WILLIAMS, MYERS (1984).	Can.
	<i>A. rubra</i> .	GARA y JAECK (1978).	EE. UU.
<i>Malacosoma disstria</i> HÜBNER.	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Gr.
	<i>A. rubra</i> .	GARA y JAECK (1978).	EE. UU.
	<i>Alnus glutinosa</i> .	MORRIS (1983).	Ir.
<i>Malacosoma neustria</i> (LINNAEUS, 1758).			
<i>Odonestis pruni</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> .	GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ RUBIO (1976).	Esp.
<i>Poecilocampa alpina</i> (FREY).	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1960).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Poecilocampa populi</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> .	GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ RUBIO (1976).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Trichiura ariae</i> (HBN.).	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1960).	Al.
<i>Trichiura crataegi</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	ROUGEOT y VIETTE (1980).	Europa
FAMILIA: Saturniidae BOISDUVAL, 1837. [= Attacidae DUPONCHEL, 1844].			
<i>Aglia tau</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> .	GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ RUBIO (1976).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Eudia pavonia</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ RUBIO (1976).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Eudia spini</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1875).	<i>Alnus</i> spp.	ROUGEOT y VIETTE (1980).	Europa
<i>Saturnia pyri</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1875).	<i>Alnus</i> spp.	GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ RUBIO (1976).	Esp.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
FAMILIA: <i>Endromidae</i> BOISDUVAL, 1828.			
<i>Endromis versicolora</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa.</i> <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa.</i>	AGENJO (1964). G. VIEDMA (1970). GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ RUBIO (1976).	Esp. Esp. Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	ROUGEOT y VIETTE (1980).	Europa
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982, 1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
FAMILIA: <i>Lycaenidae</i> LEACH, 1815.			
<i>Satyrrium w-album</i> (KNOCH, 1782). [= <i>Strymonidia w-album</i> KNOCH].	<i>A. glutinosa.</i>	GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ RUBIO (1974).	Esp.
FAMILIA: <i>Nymphalidae</i> SWAINSON, 1827.			
<i>Apatura ilia</i> (DENIS y SCHIFFER-MÜLLER, 1775).	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa.</i>	AGENJO (1970). GÓMEZ RUBIO y FERNÁNDEZ RUBIO (1974).	Esp. Esp.
<i>Apatura iris</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa.</i>	AGENJO (1970). GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ RUBIO (1974).	Esp. Esp.
FAMILIA: <i>Drepanidae</i> COMSTOCK, 1893.			
<i>Drepana binaria</i> (HUFNAGEL, 1767).	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1960).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	AGENJO (1964).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982, 1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Drepana curvatula</i> (BORKHAUSEN, 1790).	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1960).	Al.
	<i>A. glutinosa.</i>	HERCZIG, RONKAY y SZABONY (1980).	Hun.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Drepana falcataria</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1960).	Al.
	<i>A. glutinosa.</i>	MARINI y TRENTINI (1982).	It.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982, 1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	PHILLIPS y CARTER (1983).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Drepana harpagula</i> (ESPER, 1786).	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1960).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa
<i>Drepana lacertinaria</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1960).	Al.
	<i>A. glutinosa.</i>	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa

Especie	Huésped	Autor	País
FAMILIA: Thyatiridae SMITH, 1893.			
<i>Ochropacha duplaris</i> (LINNAEUS, 1761). [= <i>Tethea duplaris</i> (L.)].	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1960). SAUER (1982, 1984). KOCH (1984). NOVAK y SEVERA (1984).	Al. Al. Al. Europa
FAMILIA: Geometridae LEACH, 1815.			
<i>Aethalura punctulata</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775). [= <i>Boarmia punctulata</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775)].	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904). FORSTER y WOHLFAHRT (1960).	Fr. Al.
<i>Agriopis aurantiaria</i> (HÜBNER, 1799). [= <i>Erannis aurantiaria</i> ESP.].	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984). SAUER (1984). GORNÝ (1979). KOCH (1984).	Al. Al. Pol. Al.
<i>Agriopis marginaria</i> (FABRICIUS, 1777). [= <i>Erannis marginaria</i> (BHN.)]. [= <i>Hybernia marginaria</i>].	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> .	FRIONNET (1904). GORNÝ (1979).	Fr. Pol.
<i>Alsophila aescularia</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNÝ (1979).	Pol.
<i>Asthena luteata</i> S. V..	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
<i>Asthena testaceata</i> DON. [= <i>Horrisme testaceata</i> (HÜBNER, 1809)].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
<i>Cabera exanthemata</i> (SCOPOLI, 1763).	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> .	FRIONNET (1904). GORNÝ (1979).	Fr. Pol.
<i>Cabera pusaria</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984). FRIONNET (1904). G. VIEDMA (1970). GORNÝ (1979). BACHILLER et al. (1981). FORSTER y WOHLFAHRT (1981).	Al. Fr. Esp. Pol. Esp. Al.
<i>Campaea margaritata</i> (LINNAEUS, 1767). [= <i>Metrocampa margaritaria</i> (L.)].	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982, 1984). KOCH (1984). NOVAK y SEVERA (1984). FRIONNET (1904).	Al. Al. Europa Fr.
<i>Chlorodyta miata</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>Cidaria miata</i> (L.)].	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904). KOCH (1984).	Fr. Al.
<i>Chlorissa viridata</i> (LINNAEUS, 1813).	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Coremia designata</i> ROTT. [= <i>Xanthorhoe designata</i> HUFNAGEL, 1767].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
<i>Ciclophora albipunctata</i> (HUFNAGEL, 1767). [= <i>Cosymbia pendularia</i> CL.]. [= <i>Ephyra</i>	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904). FORSTER, WOHLFAHRT (1981).	Fr. Al.

Especie	Huésped	Autor	País
<i>pendularia</i> CL.].	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Cyclophora hyponacea</i> PROUT, 1934.	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa
	<i>Alnus</i> spp.	BOLLAND (1981).	Esp.
<i>Cyclophora pendularia</i> (CLERCK, 1759). [= <i>Cosymbia orbicularia</i> HBN.]. [= <i>Ephyra orbicularia</i> HBN.].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER, WOHLFAHRT (1981).	Al.
<i>Ectropis consonaria</i> (HÜBNER, 1799). [= <i>Boarmia consonaria</i> HBN.]. [= <i>Tephrosia consonaria</i> HBN.].	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Ectropis crepuscularia</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775). [= <i>Tephrosia crepuscularia</i> Hb.].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
<i>Ectropis extersaria</i> (HÜBNER, 1799). [= <i>Tephrosia luridata</i> BORK].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
<i>Ennomos alniaria</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>E. autumnaria</i> WABG., 1859]. [= <i>Deuteronomos alniaria</i>].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	EXPÓSITO (1973).	Esp.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Ennomos autumnaria</i> (WRNGB.). [= <i>E. alniaria</i> SCHIFF.].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Ennomos quercinaria</i> (HUFNAGEL, 1767).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Epione repandaria</i> (HUFNAGEL, 1767). [= <i>E. apiciaria</i> DENIS y SCHIFFERMÜLLER].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1981).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Euchoeca nebulata</i> SCOPOLI. [= <i>Eupistecia oblitterata</i> HUFNAGEL].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1981).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Erannis defoliaria</i> (CLERCK, 1759).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Eupithecia innotata</i> (HUFNAGEL, 1767).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Eupithecia queneata</i> (MILLER).	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
<i>Eupithecia exigata</i> (HÜBNER).	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Fidonia atomaria</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
<i>Geometra papilionaria</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Hydrelia flammeolaria</i> HUFN.	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1981).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Hydrelia sylvatica</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775). [= <i>H. testacearia</i> DONV.].	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1981).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Hydria undulata</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>Calocalpe undulata</i> L.].	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1981).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa.
<i>Hydriomena impliviata</i> DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775. [= <i>H. coerulea</i> F.]. [= <i>autumnalis</i> STRÖM.].	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Hydriomena furcata</i> THUNBERG, 1784. [= <i>H. sordidata</i> F.].	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1981).	Al.
<i>Idaea aversata</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>Sterrha averstata</i>].	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	al.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Idaea emarginata</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>Sterrha emarginata</i>]. [= <i>Acidalia emarginata</i>].	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Jodis lactearia</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1981).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982).	Al.
<i>Jodis putata</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Larentia luteata</i> H. S.	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERCK, 1759).	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Odontopera bidentata</i> (CLERCK, 1759).	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Operophtera brumata</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. inokumae</i> .	KIKUZAWA, ASAI y HIGASHIURA (1979).	Jap.
<i>Oporinia dilutata</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775). [= <i>Epirrita dilutata</i>].	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Oxydia olivata</i> DOGNIN.	<i>A. jorullensis</i> .	VILLEGAS y BUSTILLO (1986).	Co.
<i>Perconia strigillaria</i> (HÜBNER, 1787). [= <i>Aspilates strigillaris</i> HB.].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
<i>Plemyria rubiginata</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775). [= <i>Melanthia bicolorata</i> HFENGL.]. [= <i>Cidaria rubiginata</i> D. y SCHIFF.]. [= <i>Larentia bicolorata</i> HFENGL.].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Plogodis pulveraria</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Rheumaptera hastata</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>Cidaria hastata</i> L.].	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Scopula flaslactata</i> (HAWORTH, 1809). [= <i>S. lactata</i> HAW.]. [= <i>S. remutaria</i> HBN.].	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1981).	Al.
<i>Scopula nigropunctata</i> (HUFNAGEL, 1767). [= <i>Acidalia strigidaria</i> HBN.].	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Scotosia sabaudiata</i> (DUPONCHEL). [= <i>Triphora sabaudiata</i> DUPON].	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Scotosia sabaudiata</i> (DUPONCHEL). [= <i>Triphora sabaudiata</i> DUPON].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
<i>Selenia tetralunaria</i> (HUFNAGEL, 1767).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	PHILLIPS y CARTER (1983).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Selenia dentaria</i> (FABRICIUS, 1775). [= <i>Selenia bilunaria</i> ESP.].	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Semiothisa alternaria</i> (HÜBNER, 1809). [= <i>Macaria alternaria</i>].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1981).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982, 1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Semiothisa notata</i> (LINNAEUS, 1753). [= <i>Macaria notata</i> L.].	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET y WOHLFAHRT (1981).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1981).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Ypsipetes trifasciata</i> BORK.	<i>Alnus</i> spp.	FRIONNET (1904).	Fr.
FAMILIA: <i>Sphingidae</i> LATREILLE, 1803.			
<i>Loathoe populi</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> .	GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ RUBIO (1976).	Esp.
<i>Mimas tiliacae</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> .	GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ RUBIO (1976).	Esp.
	<i>A. glutinosa</i> .	GILCHRIST (1979).	R. U.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	PHILLIPS y CARTER (1983).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa
<i>Smerinthus planus</i>	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Jap.
<i>Smerinthus ocellata</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> .	GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ RUBIO (1976).	Esp.
FAMILIA: <i>Notodontidae</i> STEPHENS, 1829.			
<i>Clostera curtula</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	GÓMEZ BUSTILLO (1979).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	ROUGEOT y VIETTE (1980).	Europa.
<i>Furcula bicuspis</i> (BORKHAUSEN, 1790). [= <i>Harpyia bicuspis</i>]	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1960).	Al.

Especie	Huésped	Autor	País
BORK.]. [= <i>Cerura biscuspid</i> BORK.].	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	GÓMEZ BUSTILLO (1979). WORMS (1979). ROUGEOT y VIETTE (1980).	Esp. R. U. Europa.
<i>Notodonta dromedarius</i> LIN- NAEUS, 1767.	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	TEMPLADO (1983). KOCH (1984). SAUER (1984). FORSTER y WOHLFAHRT (1960).	Esp. Al. Al. Al.
	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	WORMS (1979). GÓMEZ BUSTILLO (1979). GORNÝ (1979). ROUGEOT y VIETTE (1980).	R. U. Esp. Pol. Europa.
<i>Odontosia carmelita</i> (ESPER, 1799).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	PHILLIPS y CARTER (1983). TEMPLADO (1983). KOCH (1984). NOVAK y SEVERA (1984). SAUER (1984).	Al. Esp. Al. Europa.
<i>Phalera bucephala</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	GÓMEZ BUSTILLO (1979). GORNÝ (1979). ROUGEOT y VIETTE (1980).	Esp. Pol. Europa.
<i>Pheosia gnoma</i> (FABRICIUS, 1777).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	TEMPLADO (1983). KOCH (1984). GÓMEZ BUSTILLO (1979). ROUGEOT y VIETTE (1980).	Esp. Al. Esp. Europa.
<i>Pterostoma palpina</i> (CLERCK, 1759). (= <i>Ptilodontis palpina</i>).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982). TEMPLADO (1983). KOCH (1984). NOVAK y SEVERA (1984).	Al. Esp. Al. Europa.
<i>Ptilodon capucina</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>P. camelina</i> (L.)].	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	GÓMEZ BUSTILLO (1979). ROUGEOT y VIETTE (1980).	Esp. Esp. Europa.
<i>Stauropus fagi</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	GÓMEZ BUSTILLO (1979). ROUGEOT y VIETTE (1980). SAUER (1984).	Esp. Europa. Al.
FAMILIA: Lymantriidae HAMPSON, 1883.			
<i>Elkneria pudibunda</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	GÓMEZ BUSTILLO (1979).	Esp.
<i>Leucoma salicis</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>Stilpnotia salicis</i> L.].	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Din.
<i>Lymantria obfuscata</i>	<i>A. subcordata</i> .	MORRIS (1983).	In.
<i>Orgyia antiqua</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	It.
<i>Orgyia gonostigma</i> (FABRICIUS, 1775).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	AGENJO (1957). GÓMEZ BUSTILLO (1979).	Esp. Esp.
<i>Porthetria dispar</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>Lymantria dispar</i> L.].	<i>Alnus</i> spp. <i>A. subcordata</i> .	HERARD, MERCADIER y ABAI (1976). GÓMEZ BUSTILLO (1979). MORRIS (1983).	Ir. Esp. Ir.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
FAMILIA: Noctuidae LATREILLE, 1809.			
<i>Acronicta alni</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>Triaena alni</i> L.; <i>Apatele alni</i> L.].	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> .	FORSTER y WOHLFAHRT (1980). SAUER (1982, 1984). BRETHERTON, GOATER y CORIMER (1983).	Al. Al. R. U.
<i>Acronicta auricoma</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775). [= <i>Apatele auricoma</i>].	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	PHILLIPS y CARTER (1983). KOCH (1984). NOVAK y SEVERA (1984). SARTO (1984).	Al. Al. Europa. Esp.
<i>Acronicta cuspidata</i> (HÜBNER, 1813). [= <i>Apatele cuspidata</i>]. [= <i>Triaena cuspidata</i>].	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	GORNY (1979). KOCH (1984). SAUER (1984). AGENJO (1945). FORSTER y WOHLFAHRT (1980). CALLE (1982). KOCH (1984). SARTO (1984).	Pol. Al. Al. Esp. Al. Esp. Al.
<i>Acronicta leporina</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	GORNY (1979). FORSTER y WOHLFAHRT (1980). HERCZIG, RONKAY y SZABOKY (1980). BRETHERTON, GOATER y CORIMER (1983).	Pol. Al. Hun. R. U.
<i>Acronicta psi</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>Apatele psi</i> L.]. [= <i>Triaena psi</i> L.].	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	PHILLIPS y CARTER (1983). KOCH (1984). GORNY (1979). KOCH (1984). SARTO (1984).	Al. Al. Pol. Al. Esp.
<i>Acronicta tridens</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775). [= <i>Apatele tridens</i>]. [= <i>Triaena tridens</i>].	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	GORNY (1979). FORSTER y WOHLFAHRT (1980). KOCH (1984). SARTO (1984). SAUER (1984).	Pol. Al. Esp. Al. Pol.
<i>Agrotis exclamatoris</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>Scotia exclamatoris</i> L.].	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979). KOCH (1984). SARTO (1984). SAUER (1984). GORNY (1979).	Pol. Al. Esp. Al. Pol.
<i>Agrotis ipsilon</i> (HUFNAGEL, 1766). [= <i>Scotia ipsilon</i> HUFN.].	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Blepharita adusta</i> (ESPER, 1790).	<i>A. glutinosa</i> .	BRETHERTON, GOATER y CORIMER (1983).	R. U.
<i>Brachionycha nubeculosa</i> ES- PER.	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Catocala elocata</i> (ESPER, 1785).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	AGENJO (1959). CALLE (1982). SARTO (1984).	Esp. Esp. Esp.
<i>Catocala fraxini</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Colocasia coryli</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>A. glutinosa</i> .	BRETHERTON, GOATER y CORIMER (1983).	R. U.
<i>Cosmia trapezina</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	GÓMEZ BUSTILLO, ARROYO VARELA y YELA GARCÍA (1985).	Esp.
<i>Craniophora ligustri</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	SARTO (1984).	Esp.
<i>Earias clorana</i> (LINNAEUS, 1761).	<i>A. glutinosa</i> .	BRETHERTON, GOATER y CORIMER (1983).	R. U.
	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Din.
<i>Enargia paleacea</i> (ESPER, 1788).	<i>Alnus</i> spp.	ABOS CASTEL (1980).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa.
<i>Eupsilia transversa</i> (HUFNAGEL, 1766).	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Ipimorpha retusa</i> (LINNAEUS, 1761). (= <i>Plartenis retusa</i>).	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Leptologia blidaensis</i> (STERTZ, 1915).	<i>Alnus</i> spp.	SARTO (1984).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1980).	Al.
<i>Lithophane consocia</i> (BORKHAUSEN, 1792).	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>A. incana</i> ; <i>A. glutinosa</i> .	BERIO (1985).	It.
<i>Lithophane furcifera</i> (HUFNAGEL, 1766).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>A. glutinosa</i> .	BRETHERTON, GOATER y CORIMER (1983).	R. U.
<i>Lithophane lamda</i> (F.).	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1980).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Lithophane merckii</i> (R.).	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1980).	Al.
<i>Leptologia lota</i> (CLERCK, 1759). [= <i>Agrochola lota</i>].	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1980).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Mesogona oxalina</i> (HÜBNER, 1802). [= <i>Mythima oxalina</i>].	<i>Alnus</i> spp.	SARTO (1984).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1984).	Al.
<i>Mormo maura</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1980).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Orthosia munda</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775).	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982).	Al.
<i>Orthosia stabilis</i> (DENIS y SCHIFFERMÜLLER, 1775).	<i>Alnus</i> spp.	NOVAK y SEVERA (1984).	Europa.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Pechipogo strigilata</i> (LINNAEUS, 1758). [= <i>Pechipogon barbalis</i> CLERCK].	<i>Alnus</i> spp.	GÓMEZ BUSTILLO (1985).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Polia nebulosa</i> (HÜFNAGEL, 1766). [= <i>Aplecta nebulosa</i> HUFN.].	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Pyrrhia umbra</i> (HUFNAGEL, 1766).	<i>Alnus</i> spp.	FORSTER y WOHLFAHRT (1980).	Al.
<i>Rhyacia augur</i> F.	<i>Alnus</i> spp.	SAUER (1982, 1984).	Al.
<i>Rhyacia sigma</i> SCHIFFERMÜLLER.	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Rhyacia sigma</i> SCHIFFERMÜLLER.	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
FAMILIA: Arctiidae MEYRICK, 1886.			
<i>Eilema griseola</i> (HÜBNER, 1803). [= <i>Lithosia griseola</i> HÜBNER].	<i>Alnus</i> spp.	KOCH (1984).	Al.
<i>Hyphantria cunea</i> (DRURY).	<i>A. rubra</i> .	WILLIAMS y MYERS (1984).	Can.
FAMILIA: Argyresthiidae BRUAND, 1850.			
<i>Argyrestia geodartella</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	GORNY (1979). MORRIS (1983). NOVAK y SEVERA (1984).	Pol. Nor. Europa.
FAMILIA: Lyonetiidae, STANTON, 1854.			
<i>Bucculatrix cidarella</i> ZELLER, 1839.	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> .	DRAGHIA (1974). HEATH (1985).	Ru. R. U.
<i>Leucoptera malifoliella</i> (COSTA, 1836). [= <i>Cemiostoma scitella</i> ZELLER, 1839].	<i>Alnus</i> spp.	BALACHOWSKY (1966).	Fr.
<i>Lyonetia clerkella</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
CLASE: Insecta LINNAEUS, 1758 ORDEN: Diptera LINNAEUS, 1758			
FAMILIA: Agromizidae FALLÉN, 1810.			
<i>Agromyza alnibetulae</i> HENDEL.	<i>Alnus</i> spp.	CHARARAS (1962).	Fr.
<i>Agromyza alnivora</i> SPENCER, 1969.	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> .	DRAGHIA (1974). SPENCER (1973).	Ru. Europa.
<i>Phytobia</i> sp.	<i>A. incana</i> . <i>Alnus</i> spp.	SPENCER (1972). SPENCER (1973).	R. U. Europa.
FAMILIA: Aulacigastridae.			
<i>Aulacigaster leucopeza</i> (MEIGEN).	<i>A. incana</i> .	DAVIS y ZACH (1978).	EE. UU.
FAMILIA: Cramptonomyiidae.			
<i>Cramptonomya spenceri</i> ALEXANDER.	<i>A. rubra</i> .	VOCKEROTH (1974).	Can.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
CLASE: <i>Insecta</i> LINNAEUS, 1758			
ORDEN: <i>Hymenoptera</i> LINNAEUS, 1758			
FAMILIA: <i>Pamphiliidae</i> SNODGRASS.			
<i>Pamphilus vafer</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. incana</i> y <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	PIERONEK (1979, 1983). PESARINI (1982-83).	Pol. It.
FAMILIA: <i>Siricidae</i> KIRBY, 1826.			
<i>Xiphydria camelus</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925). GORNÝ (1979). PERRIER (1981). MORRIS (1983). TROFIMOV (1983). KRAVCHENKO (1972).	Fr. Pol. Fr. Tur. URSS URSS
<i>Xyphydria picta</i> .			
FAMILIA: <i>Cimbicidae</i> KIRBY, 1826.			
<i>Cimbex connata</i> (SCHRANK, 1802).	<i>A. glutinosa</i> .	PIERONEK (1983).	Pol.
FAMILIA: <i>Tentredinidae</i> LEACH, 1817.			
<i>Caliroa annulipes</i> KL.	<i>Alnus</i> spp.	CHEVIN (1974).	Fr.
<i>Croesus laptipes</i> .	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Yug.
<i>Croesus japonicus</i> TAKEUCHI.	<i>A. japonica</i> , <i>A. hirsuta</i> , <i>A. pendula</i> , <i>A. firma</i> y <i>A. inokumae</i> .	TOGASHI (1976).	Jap.
<i>Croesus septentrionalis</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	CHARARAS (1972). GORNÝ (1979). PIERONEK (1983). SMITH (1972).	Fr. Pol. Pol. EE. UU.
<i>Croesus varus</i> (VILLARET).	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> . <i>Alnus</i> spp.	LACOURT (1975). PESARINI (1982-83). PIERONEK (1983). SMITH (1979).	Marr. It. Pol. EE. UU.
<i>Dimorphoteryx melanognatus</i> ROHWER.	<i>Alnus</i> spp.	SMITH (1979).	EE. UU.
<i>Dimorphoteryx pinguis</i> (NORTON).	<i>Alnus</i> spp.	SMITH (1979).	EE. UU.
<i>Empria multicolor</i> (NORTON).	<i>Alnus</i> spp.	SMITH (1979).	EE. UU.
<i>Eriocampa albipes</i> MATSUMURA.	<i>A. japonica</i> .	TOGASHI (1980).	Jap.
<i>Eriocampa mitsukurii</i> ROHWER.	<i>Alnus</i> spp.	TOGASHI (1980).	Jap.
<i>Eriocampa ovata</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. rubra</i> . <i>A. rubra</i> .	DEAN (1971). MACKAY y WELLINGTON (1977).	Can. Can.
	<i>A. rubra</i> , <i>A. glutinosa</i> y <i>A. rugosa</i> . <i>A. glutinosa</i> , <i>A. incana</i> y <i>A. viridis</i> . <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	SMITH (1979). PIERONEK (1980, 1983).	EE. UU. Pol.
<i>Fenusa dohrnii</i> (TISCHBEIN).	<i>A. rubra</i> . <i>A. fauriei</i> .	PESARINI (1982-83). GARA y JAECK (1978). TOGASHI (1972).	It. EE. UU. Jap.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Fenusia pusila</i> (LEPELETIER, 1818).	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> . <i>A. japonica</i> y <i>A. faurei</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>A. viridis</i> .	PIERONEK (1973, 1983). LACOURT (1975). GORNÝ (1979). ALTENHOFER (1980). SMITH (1981). PESARINI (1982-83). ALTENHOFER (1980).	Pol. Marr. Pol. Al. Jap. It. Al.
<i>Hemichroa australis</i> (LEPELETIER, 1818).	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	PIERONEK (1983). SMITH (1975).	Pol. Eur. y Jap.
<i>Hemichroa crocea</i> (GEOFFROY, 1762).	<i>A. rugosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> . <i>A. rubra</i> . <i>A. matsumurae</i> . <i>Alnus</i> spp.	SMIRNOFF (1974). SMITH (1975). GORNÝ (1979). PIERONEK (1983). GARA y JAECK (1978). TOGASHI (1976). SMITH (1975).	Can. EE. UU. Pol. Pol. EE. UU. Jap.
<i>Hemichroa paramushirensis</i> TAKEUCHI.	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	DRAGHIA (1974). GORNÝ (1979).	Ru. Pol.
<i>Heterarthrus vagans</i> (FALLEN).	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> , <i>A. incana</i> y <i>A. viridis</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	ALTENHOFER (1980). BEIGER (1980). PESARINI (1982-83). PIERONEK (1983).	Al. Bul. It. Pol.
<i>Macrophila montana</i> (SCOPOLI).	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	PIERONEK (1983).	Pol.
<i>Monosoma pulverata</i> (RETZIUS).	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> . <i>Alnus</i> spp.	PESARINI (1982-83). LACOURT (1975). PIERONEK (1980, 1983). PESARINI (1982-83).	It. Marr. Pol. It.
<i>Monosoma inferentia</i> (NORTON).	<i>Alnus</i> spp.	PESARINI (1982-83). SMITH (1979).	Pol. EE. UU.
<i>Nematinus willigkiae</i> (STEIN).	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	PIERONEK (1983).	Pol.
<i>Nematinus luteus</i> (PANZER, 1801).	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	LACOURT (1975). PESARINI (1982-83).	Marr. It.
<i>Nematinus abdominalis</i> (PANZER, 1801).	<i>Al glutinosa</i> y <i>A. incana</i> . <i>Alnus</i> spp.	PIERONEK (1983). PESARINI (1982-83).	Pol. It.
<i>Nematus viridissimus</i> (MÖLLER).	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> . <i>Alnus</i> spp.	PIERONEK (1983). PESARINI (1982-83).	Pol. It.
<i>Phyllotoma vagans</i> (FALLEN).	<i>A. glutinosa</i> .	CISCAR GÓMEZ (1979).	Esp.
<i>Platycampus luridiventris</i> (FALLEN).	<i>A. rotundifolia</i> , <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> . <i>Alnus</i> spp.	SMITH (1976). PESARINI (1982-83).	Chi., Jap. It.
<i>Pteronidea respondens</i> (FOERSTER).	<i>Alnus</i> spp.	PIERONEK (1983).	Pol.
<i>Rhogogaster chlorosoma</i> (BENSON).	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	PIERONEK (1983).	Pol.
<i>Rhogogaster viridis</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	PESARINI (1982-83).	It.
<i>Scolioneura betuleti</i> (KLUG, 1813).	<i>A. viridis</i> .	ALTENHOFER (1980).	Al.
<i>Tenthredo ferruginea</i> (SCHRANK, 1802).	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	CISCAR GÓMEZ (1979). PESARINI (1982-83).	Esp. It.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Tomostethus ephippium</i> (PANZER, 1801).	<i>A. glutinosa</i> .	CISCAR GÓMEZ (1979).	Esp.
FAMILIA: Vespidae LEACH, 1817.			
<i>Vespa cabro</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	AMANN (1983).	Al.
CLASE: Insecta LINNAEUS, 1758			
ORDEN: Coleoptera LINNAEUS, 1758			
FAMILIA: Scarabaeidae LATREILLE, 1804.			
<i>Adoretosoma fulviventre</i> BLANCH.	<i>A. nepalensis</i> .	SABATINELLI y MIGLIACIO (1982).	Nep.
<i>Adoretus lasius</i> OHAUS.	<i>A. nepalensis</i> .	SABATINELLI y MIGLIACIO (1982).	Nep.
<i>Eupatorus hardwickei</i> HOPE.	<i>A. nepalensis</i> .	MORRIS (1983).	Ir.
<i>Melolontha kraatzi persica</i> REITTER.	<i>A. nepalensis</i> .	MORRIS (1983).	Ir.
FAMILIA: Buprestidae LEACH, 1815.			
<i>Agrilus cyanescens</i> RATZBURG, 1839. [= <i>Agrilus coeruleus</i> ROSSI].	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> .	KUHNT (1911). MORRIS (1983).	Al. Tur.
<i>Agrilus hastulifer</i> RATZBURG, 1839.	<i>Alnus</i> spp. <i>A. nitida</i> .	KUHNT (1911). MORRIS (1983).	Al. Ir.
<i>Agrilus viridis</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>A. cordata</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	KUHNT (1911). MORRIS (1983). BARBEY (1925). MORRIS (1983). SVATOPLUK (1982). MAJZLAN (1979). BARBEY (1925).	Al. Fr. It. Su., Din. Chec. Fr.
<i>Dicerca aenea</i> (LINNAEUS, 1761).	<i>Alnus</i> spp.	KUHNT (1911).	Al.
<i>Dicercaalni</i> (FISCHER, 1824).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925). BALACHOWSKY (1962). CHARARAS (1962). MORRIS (1983). SVATOPLUK (1982).	Fr. Fr. Fr. Tur. Su., Din.
<i>Ovalisia mirifica</i> (MULSANT, 1855). [= <i>Poecilonota decipiens</i> MANHERHEIM, 1852].	<i>Alnus</i> spp. <i>A. cordata</i> .	KUHNT (1911). MORRIS (1983).	Al. Ru.
<i>Poecilonota rutilans</i> (FABRICIUS, 1777).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925). AMANN (1983).	Fr. Ru.
FAMILIA: Elateridae ESCHSCHOLTZ, 1829.			
<i>Athous subfuscus</i> MÜLL. [= <i>Elater subfuscus</i> MÜLL.].	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> .	BARBEY (1925). MAJZLAN (1979).	Fr. Chec.
<i>Adrastus rachifer</i> (GEOFFR.).	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
FAMILIA: Eucnemidae 1824.			
<i>Melasis buprestoides</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925).	Fr.
<i>Dromeolus barnabita</i> VILLA.	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
FAMILIA: Anobiidae STEPHENS, 1830.			
<i>Anobium pertinax</i> LINNAEUS.	<i>A. glutinosa.</i>	GORNY (1979).	Pol.
<i>Anobium punctatum</i> DEG.	<i>A. glutinosa.</i>	GORNY (1979).	Pol.
<i>Anobium tessellatum</i> FABR.	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925).	Fr.
<i>Ptilinus pectinicornis</i> LINNAEUS.	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925).	Fr.
<i>Xestobium rufovillosum</i> DEGEER.	<i>A. glutinosa.</i>	GORNY (1979).	Pol.
<i>Xyletinus laticollis</i> DUFT.	<i>A. glutinosa.</i>	GORNY (1979).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	PEYERIMHOFF (1926).	Arg.
	<i>A. glutinosa.</i>	MAJZLAN (1979).	Chec.
FAMILIA: Bostrychiidae STEPHENS, 1830.			
<i>Glyptoderes alni</i> LIND.	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925).	Fr.
FAMILIA: Pythidae SEIDLITZ, 1875.			
<i>Rhinosimus viridiaeneus</i> RANDAL.	<i>A. rubra.</i>	HOWDEN (1981).	Can.
FAMILIA: Cerambycidae LATREILLE, 1804.			
<i>Acanthoderes clavipes</i> SCHRANK, 1781.	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Tur.
<i>Aegosoma scabricorne</i> (SCOPOLI, 1763).	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
<i>Anaesthetis testacea</i> (FABRICIUS, 1781).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Anaglyptus mysticus</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Anaplophorus malasiaca</i> THOMPSON.	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
<i>Aphelocnemis nebulosa</i> (FABRICIUS, 1781). [= <i>Mesosa nebulosa</i>].	<i>A. glutinosa.</i>	MORRIS (1983).	Jap.
<i>Apriona germari</i> (HOPE).	<i>A. glutinosa.</i>	STARZYK (1974).	Pol.
<i>Aromia moschata</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Cagosima sanguinolenta.</i>	<i>A. glutinosa.</i>	PEYERIMHOFF (1919).	Arg.
<i>Callidium violaceum</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa.</i>	CHENG y CHANG (1974).	Tw.
<i>Chlorophorus varius</i> (MÜLLER, 1766).	<i>A. maritima.</i>	HARDE y SEVERA (1984).	Al.
<i>Compsidia (Saperda) populnea</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1966).	
<i>Cyrtoclytus capra</i> (GERMAR, 1824).	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Jap.
<i>Drymochares truquii</i> (MULSANT, 1847).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Eupogonocherus hispidus</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Fr.
<i>Eupogonocherus hispidulus</i> (PILLER, 1783).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Exocentrus adpersus</i> MULSANT, 1846.	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Exocentrus punctipennis</i> MULSANT y GUILLEREAU, 1856.	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
<i>Lamia textor</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Leiopus nebulosus</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1924).	Fr.
<i>Leptura arcuata</i> PANZER, 1793.	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Leptura aurulenta</i> FABRICIUS, 1792.	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Leptura (Ruptela) maculata</i> PODA, 1761.	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
<i>Leptura quadrifasciata</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Mesosa curculionoides</i> (LINNAEUS, 1761).	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
<i>Morimus asper</i> (SULZER, 1776).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Necydalis major</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Oberea linearis</i> (LINNAEUS, 1761).	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	AMANN (1980).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
<i>Oberea pallida</i> .	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Can., EE. UU.
<i>Parandra caspia</i> MEMETRIES.	<i>A. nepalensis</i> .	MORRIS (1983).	Ir.
<i>Phymatodies oregonensis</i> .	<i>Alnus</i> spp.	TURNBOW (1984).	EE. UU.
<i>Poecilium alni</i> (LINNAEUS, 1767).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>A. glutinosa</i> .	VIVES (1984).	Esp.
<i>Rhagium (Megarhagium) mordax</i> (DEGEER, 1775).	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Rhagium (Megarhagium) sycophanta</i> (SCHRANK, 1781).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Rhopalobus manoper</i> .	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
<i>Ropalopus clavipes</i> (FABRICIUS, 1775).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Ropalopus insubricus</i> (GERMAR, 1824).	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Tur.
<i>Ropalopus femoratus</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Rosalia alpina</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
<i>Saperda scalaris</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Tur.
	<i>A. glutinosa</i> .	VILLIERS (1978).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	STARZYK (1981).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Tur.
<i>Saphanus piceus</i> (LAICHARTING, 1784).	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
<i>Stenostola ferrea</i> (SCHRANK, 1776).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.

Especie	Huésped	Autor	País
<i>Stenochorus meridianus</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
<i>Stictoleptura scutellata</i> (FABRICIUS, 1781).	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
<i>Strangalia attenuata</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	VIVES (1984).	Esp.
	<i>Alnus</i> spp.	VILLIERS (1978).	Fr.
FAMILIA: Bruchidae.			
<i>Bruchus atomarius</i> L.	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
FAMILIA: Chrysomelidae LAURELLE, 1804.			
<i>Agelastica alni</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	BALACHOWSKY (1963).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	TIBERGHEN (1972).	Fr.
	<i>A. incana</i> .	REICHHOL (1974).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	TISCHLER (1977).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>A. nepalensis</i> .	MORRIS (1983).	Ir.
	<i>Alnus</i> spp.	BELLES, BALDELLOU y PIULACHS (1984).	Esp.
	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	FREUDE et al. (1966).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Agelastica coerulea</i> BALY.	<i>A. inokumai</i> .	MORRIS (1983).	Jap., Cor.
<i>Altica ambiens</i> (LECONTE).	<i>A. glutinosa</i> .	MORRIS (1983).	EE. UU., Can.
	<i>A. rubra</i> .	GARA y JAECK (1978).	EE. UU.
<i>Basilepta belyi</i> .	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Jap.
<i>Calomicrus flavipes</i> (L.).	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Calomicrus longicornis</i> F.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Calomicrus viridipennis</i> GERM.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Chaectonema concinna</i> (MARSH.).	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Chalcoides aurata</i> (MARSH.).	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Chrysomela adamsi ornaticollis</i> CHEN.	<i>A. japonica</i> .	MORRIS (1983).	Chi.
<i>Chrysomela chlorina</i> MÄULIK.	<i>A. nepalensis</i> .	MORRIS (1983).	In.
<i>Chrysomela populi</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. firma</i> .	MORRIS (1983).	Cor.
<i>Chrysomela scripta</i> F.	<i>A. glutinosa</i> .	MORRIS (1983).	EE. UU., Can.
<i>Crepidodera transversa</i> (MARSH.).	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Cryptocephalus coryli</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>Alnus</i> spp.	KUHNT (1911).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
	<i>A. glutinosa</i> .	ARBELOA, HERRERA y JORDANA (1981).	Esp.
<i>Cryptocephalus bipunctatus</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> .	ARBELOA, HERRERA y JORDANA (1981).	Esp.
<i>Cryptocephalus decemmaculatus</i> (L.).	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Cryptocephalus frenatus</i> LAICH.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Cryptocephalus ocellatus</i> DRAP.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Cryptocephalus octacosmus</i> BEDEL, 1891. [<i>C. sexpustulatus</i> ROSSI].	<i>A. glutinosa</i> .	FREUDE et al. (1966).	Al.
		ARBELOA, HERRERA y JORDANA (1981).	Esp.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Cryptocephalus pusillus</i> F.	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Cryptocephalus quinquepunctatus</i> (SCOP.). [<i>C. signatus</i> LAICH].	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Cryptocephalus quinquepunctatus</i> HAR.	<i>Alnus</i> spp.	HARDE y SEVERA (1984).	Al.
<i>Cryptocephalus variegatus</i> F.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Epithrix pubescens</i> (KOCH).	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Galerucella calmariensis</i> (L.).	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Galerucella lineola</i> (FABRICIUS, 1775).	<i>Alnus</i> spp.	KUHNT (1911).	Al.
	<i>A. incana</i> .	MORRIS (1983).	Nor., Pol., R. U.
	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Goniomena interpositus</i> FRANZ y PALMEN.	<i>Al. viridis</i> .	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Gynandrophalma (Cyaniris) flavicollis</i> (CHARP.).	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Linaeidea aenea</i> (L.).	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Lochmaea capreae</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1966).	Al.
<i>Luperus flavipes</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Din.
<i>Luperus longicornis</i> FABRICIUS.	<i>Alnus</i> spp.	KUHNT (1911).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	BALACHOWSKY (1963).	Fr.
<i>Luperus viridipennis</i> GERMAR.	<i>Alnus</i> spp.	KUHNT (1911).	Al.
<i>Macrima armata</i> BALY.	<i>A. nitida</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Melasoma aenea</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	KUHNT (1911).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	LAL (1977).	In.
	<i>Alnus</i> spp.	KUHNT (1911).	Al.
	<i>A. incana</i> .	GEPP y LEHNINGER (1973).	Din.
	<i>A. rubra</i> .	GOIDANICH (1983).	It.
	<i>A. glutinosa</i> .	JEKER (1983).	Sz.
<i>Melasoma salicis</i> .	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Ru., Yug.
<i>Phyllodecta vitellinae</i> LINNAEUS.	<i>Alnus</i> spp.	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Phyllodecta vulgatissima</i> LINNAEUS.	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Din., Pol.
<i>Pyrrhalta punctipennis</i> (MANN.).	<i>A. rubra</i> .	MORRIS (1983).	Din.
<i>Trichochrysea marmorata</i> T'AN, 1984.	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Din.
		GARA y JAECK (1978).	EE. UU.
		T'AN (1984).	Chi.
FAMILIA: Curculionidae LATREILLE, 1804.			
<i>Anoplus plantaria</i> NAEZEN, 1794.	<i>A. glutinosa</i> .	HOFFMAN (1954).	Fr.
<i>Anoplus setulosus</i> KIRSCH, 1870.	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Anoplus roboris</i> SUFFRIAN, 1840.	<i>A. viridis</i> .	HOFFMAN (1954).	Fr.
<i>Anthonomus undulatus</i> GRYLL.	<i>A. glutinosa</i> .	HOFFMAN (1954).	Fr.
<i>Apion aestivum</i> GERM.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1983).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Apion seniculus</i> KIRBY.	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Apion virens</i> HRBST.	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Apoderus coryli</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	KUHNT (1911).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Tur.
	<i>A. glutinosa</i> .	GONZÁLEZ LÓPEZ (1984).	Esp.
	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Atelabus nittens</i> SCOPOLI.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1981).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	HARDE y SEVERA (1984).	Europa.
<i>Balaninus cerasorum</i> PAYK, 1792.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1981).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	HOFFMAN (1954).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	KUHNT (1911).	Al.
<i>Bothynodontes</i> sp.	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	Nor., Pol.
	<i>A. jorullensis</i> .	BUSTILLO y VILLEGAS (1986).	Co.
<i>Byctiscus betulae</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	BALACHOWSKY (1962).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	CHARARAS (1962).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
<i>Chlorophanus graminicola</i> SCHOENH.	<i>Alnus</i> spp.	MORRIS (1983).	It.
	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1981).	Al.
<i>Chlorophanus viridis</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	HARDE y SEVERA (1984).	Europa.
<i>Coenorhinus nanus</i> PAYK.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1981).	Al.
<i>Cryptorrhynchus lapathi</i> LINNAEUS, 1758.	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
	<i>Alnus</i> spp.	KUHNT (1911).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	CHARARAS (1962).	Fr.
	<i>A. incana</i> .	CHLODNY (1982).	Pol.
	<i>A. incana</i> .	MORRIS (1983).	Din., Fr., Hol., Nor., Pol., Gr. y R. U.
	<i>A. incana</i> .	SIERPINSKI (1985).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	GORNY (1979).	Pol.
	<i>A. glutinosa</i> .	MORRIS (1983).	Su., It., Esp. y Yug.
	<i>A. cremastogyne</i> .	MORRIS (1983).	Jap. y Cor.
<i>Deporaus betulae</i> L.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1983).	Al.
<i>Eustolus prasinus</i> (OL.).	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Lepyryus capucinus</i> SCHALLER, 1783.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1981).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	HOFFMAN (1954).	Fr.
<i>Orchestes alni</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	KUHNT (1911).	Al.
	<i>Alnus</i> spp.	CEBALLOS (1974).	Esp.
<i>Otiorrhynchus niger</i> FABRICIUS.	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925).	Fr.
<i>Phyllobius arborator</i> .	<i>A. incana</i> .	CHLODNY (1982).	Pol.
<i>Phyllobius calcaratus</i> FABRICIUS.	<i>A. glutinosa</i> .	CHARARAS (1962).	Fr.
	<i>A. incana</i> .	CHLODNY (1982).	Pol.
	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1981).	Al.
	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Phyllobius maculiformis</i> GERM.	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Phyllobius oblongus</i> (L.).	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Phyllobius piri</i> (LINNAEUS, 1758).	<i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp. <i>A. incana</i> . <i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979). BALACHOWSKY (1962). CHLODNY (1982). CHARARAS (1962).	Chec. Fr. Pol. Fr.
<i>Phyllobius viridicollis</i> FABRICIUS.			
<i>Polydrosus sericeus</i> (SCHALL.).	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Polydrosus sparsus</i> (CYLL).	<i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> .	KUHNT (1911). FREUDE et al. (1981).	Al. Al.
<i>Polydrosus ruficornis</i> (BONSD.).	<i>A. incana</i> y <i>A. viridis</i> .	FREUDE et al. (1981).	Al.
<i>Pselephorhynchites nanus</i> (PAYK.).	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1981).	Al.
<i>Ramphus pulicarius</i> HBST.	<i>Alnus</i> spp.	TEMPERE (1982).	Fr.
<i>Rhynchaenus jota</i> (F.).	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1983).	Al.
<i>Rhynchaenus rusci</i> (HRBST.).	<i>A. glutinosa</i> .	MAJZLAN (1979).	Chec.
<i>Rhynchaenus testaceus</i> MULLER, 1776.	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp. <i>A. glutinosa</i> . <i>Alnus</i> spp.	KHUNT (1911). VIRAMO (1970, 1975). MAJZLAN (1979). FREUDE et al. (1983).	Al. Fin. Chec. Al.
<i>Rhyncholus (Eremotes) punctulatus</i> BOH., 1838.	<i>Alnus</i> spp.	HOFFMAN (1954).	Fr.
<i>Tachyerges stigma</i> GERM.	<i>Alnus</i> spp.	FREUDE et al. (1983).	Al.
FAMILIA: Scolytidae GEMMINGER y HAROLD, 1872.			
<i>Alniphagus aspericollis</i> (LEC.).	<i>A. rubra</i> .	GARA y JAECK (1978).	EE. UU.
<i>Dryocoetes alni</i> (GEORG, 1856). [= <i>Dryocoetinus alni</i> GEORG, 1856].	<i>Alnus</i> spp. <i>A. viridis</i> . <i>A. glutinosa</i> , <i>A. incana</i> y <i>A. viridis</i> .	BARBEY (1925). BALACHOWSKY (1949). FREUDE et al. (1981).	Fr. Fr. Al.
<i>Dryocoetinus villosus</i> FABRICIUS, 1792.	<i>A. glutinosa</i> .	BALACHOWSKY (1949).	Fr.
<i>Gnathotrichus alni</i> BLKM.	<i>A. rubra</i> .	GARA y JAECK (1978).	EE. UU.
<i>Gnathotrichus retusus</i> (LEC.).	<i>A. rubra</i> .	NIJHOLT (1981).	Can.
<i>Hypothenemus aspericollis</i> WOLLASTON, 1860.	<i>Alnus</i> spp.	BALACHOWSKY (1949).	Fr.
<i>Scolytus (Ruguloscolytus) rugulosus</i> MULLER, 1818.	<i>Alnus</i> spp.	BALACHOWSKY (1949).	Fr.
<i>Taphrorychus alni</i> PFEFFER, 1940.	<i>A. glutinosa</i> . <i>A. glutinosa</i> .	BALACHOWSKY (1949). FREUDE et al. (1981).	Fr. Al.
<i>Trypodendron lineatum</i> (OLIVIER, 1795). [= <i>Xyloterus lineatus</i>].	<i>A. rubra</i> . <i>A. rubra</i> . <i>Alnus</i> spp.	GARA y JAECK (1978). NIJHOLT (1981). KLIMETZEK, VITÉ y KÖNIG (1981).	EE. UU. Can. Al.
<i>Trypophloeus alni</i> LINDEMANN, 1875.	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> . <i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	BALACHOWSKY (1949). FREUDE et al. (1981).	URSS. Al.
<i>Trypophloeus rybinski</i> REITER, 1894.	<i>A. viridis</i> .	BALACHOWSKY (1949).	Fr.
<i>Xyleborinus (Xyleborus) saxenesis</i> (RATZEBURG, 1837).	<i>Alnus</i> spp. <i>A. rubra</i> . <i>A. glutinosa</i> .	GIL SÁNCHEZ (1983). GARA y JAECK (1978). FREUDE et al. (1981).	Esp. EE. UU. Al.
<i>Xyleborus dispar</i> (FABRICIUS, 1792).	<i>Alnus</i> spp. <i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925). BALACHOWSKY (1949). FREUDE et al. (1981).	Fr. Fr. Al.

<i>Especie</i>	<i>Huésped</i>	<i>Autor</i>	<i>País</i>
<i>Xyleborus pfeili</i> RATZEBURG, 1837.	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925).	Fr.
	<i>Alnus</i> spp.	BALACHOWSKY (1949).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	FREUDE et al. (1981).	Al.
<i>Xylosandrus germanus</i> BLANDF.	<i>A. glutinosa</i> .	FREUDE et al. (1981).	Al.
<i>Xyloterus domesticus</i> LINNAEUS, 1758.	<i>Alnus</i> spp.	BARBEY (1925).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> y <i>A. incana</i> .	FREUDE et al. (1981).	Al.
<i>Xyloterus signatus</i> FABRICIUS, 1787.	<i>Alnus</i> spp.	BALACHOWSKY (1949).	Fr.
	<i>A. glutinosa</i> .	FREUDE et al. (1981).	Al.
FAMILIA: <i>Platypodidae</i>.			
<i>Platypus cylindrus</i> FABRICIUS.	<i>A. glutinosa</i> .	FREUDE et al. (1981).	Al.

Objetivos

El aliso, *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN., es actualmente una especie arbórea de crecimiento rápido poco utilizada en el sector económico forestal, aunque por sus peculiares características es previsible que en un futuro próximo tenga mayor importancia.

Por otra parte, es sobradamente conocida la relación estrecha que existe entre las plantaciones artificiales y la consiguiente aparición de plagas de artrópodos, que se apoyan en el carácter monoespecífico de las primeras, así como en su extensión y profusión geográfica, para elevar sus poblaciones hasta alcanzar niveles perjudiciales.

Por tanto, el principal objetivo de este trabajo es la realización de un estudio faunístico con la determinación de los principales artró-

odos parásitos del aliso en nuestro país, precisando los más abundantes y/o potencialmente más peligrosos, bien por la naturaleza y gravedad de sus daños, como por su capacidad para alcanzar poblaciones numerosas.

Asimismo, es necesario conocer lo mejor posible la biología de estos artrópodos, con el fin de poder adoptar las medidas preventivas de seguimiento de sus poblaciones y tomar las medidas de control, necesarias para reducir las poblaciones a niveles no perjudiciales para la planta huésped.

Por último, hay que determinar el método de control de sus poblaciones más eficaz, económico y selectivo, es decir, menos lesivo para el ecosistema donde va a ser aplicado.



Materiales y métodos

El principal objetivo de esta investigación faunística está en determinar el máximo número de especies que son parásitos del aliso en nuestro país, y estimar su abundancia relativa. Normalmente estos estudios preceden a las detalladas investigaciones cuantitativas de cada especie, aunque en este caso tienen su fin en sus mismos objetivos.

El método de trabajo seguido se inició con la elección de algunos puntos de nuestra geografía en los que el aliso está presente en abundancia, representativos de subregiones faunísticas diferentes y en los que era factible la realización de prospecciones periódicas con una frecuencia aproximada de un mes (cuadro I).

Estos puntos fueron los siguientes:

1. Elizondo (Navarra) en una aliseda de cerca de 40 Ha. en la ladera umbría del río Arizacum.

2. El Alamín (Toledo) en un bosque galería a lo largo del cauce del río Alberche.

3. La Iglesuela (Toledo) en un grupo de bosquetes densos de alisos con una extensión total de aproximadamente 2 Ha. en la orilla del río Tiétar.

4. Mijares (Avila) en alineaciones de alisos en la ribera de la Garganta de las Torres.

5. Arenas de San Pedro (Avila) en una galería de alisos en el río Arenal.

6. San Martín de Valdeiglesias (Madrid) en pequeños bosquetes, alineaciones de ribera y árboles aislados, relictos de una antigua aliseda en el cauce del arroyo de Tórtolas.

Para completar estos puntos se llevaron a cabo prospecciones en algunas alisedas ubicadas en otras regiones españolas de interés y durante las épocas en las que los artrópodos son más abundantes (cuadro I):

1. Castrocillorigo (Santander) en alisos dispersos en la orilla del río Deva.

2. Llanes (Asturias) en alisos del río Bedón.

3. Olazagutía (Navarra) en alisos de los arroyos afluentes de los ríos Araya y Alzaria y dentro de un monte alto de hayas (*Fagus sylvatica* L.).

4. La Codosera (Badajoz) en alisos del río Jevora.

5. Nerva (Huelva) en pequeños grupos de alisos del Ribera del Jarama.

6. Sotiel de las Calañas (Huelva) en alisos aislados del río Odiel.

7. El Ronquillo (Sevilla) en grupos de alisos del Ribera de Huelva.

8. Jimena de la Frontera (Cádiz) en alineaciones de alisos de la ribera del río Hozgarganta.

9. Castellar de la Frontera (Cádiz) en alisos del río Guadarranque.

10. Santa Elena (Jaén) en alisos de un subafluente del río Guadalimar próximo a la carretera Nacional IV a su paso por el Desfiladero de Despeñaperros.

11. Candelario (Salamanca) en alisos del río Cuerpo de Hombre afluente del río Alagón.

12. El Payo (Salamanca) en alisos del Regato del Robleso, subafluente del Agueda.

13. Humanes (Guadalajara) en alisos del río Sorbe.

Dada la pequeña extensión de las alisedas españolas, generalmente bastaba con que se eligiesen dos estaciones de muestreo dentro de las mismas, mientras que en otros la aliseda constituía en sí misma una sola estación.

En cada estación se eligieron al azar 10 alisos en los que se efectuaban los muestreos se-



Fig. 17.—Vareo del follaje para la recolección de larvas e imagos de insectos defoliadores.

gún los diferentes estratos tróficos que un árbol proporciona a los artrópodos parásitos: hojas, ramillas, ramas, troncos y raíces; aunque por razones operativas en la recogida de las muestras, se agruparon en sólo dos estratos, el constituido por hojas y ramillas, y el de ramas y troncos. No se muestrearon raíces por las dificultades y costosa realización que planteaba la toma de la muestra en árboles desarrollados y no existir plantaciones jóvenes artificiales, que es donde normalmente se manifiestan daños aparentes en las raíces causados por artrópodos perjudiciales.

Dentro de cada estrato se tomaban muestras generalmente al azar, aunque en ocasiones la accesibilidad al mismo condicionaba la recogida, tanto por la altura de los pies como por la disposición longitudinal de éstos a lo largo de la ribera de los ríos, que impedía el poder muestrear a la mitad de la copa que daba al cauce de agua, o bien por la impenetrable maraña de matorral, que suele abundar en las orillas.

El objetivo de un muestreo estratificado está en incrementar la eficacia global del muestreo al eliminar las diferencias entre estratos y aumentar la exactitud de la estima de la población, asegurando que las diferentes poblaciones estén representadas en su auténtica magnitud respecto al estrato trófico que colonizan.

Para llevar a cabo los objetivos de este estudio faunístico se recurrió al método de esti-

mar la densidad relativa de cada especie en cada estrato. Estas estimas están basadas en medir la densidad en cualquier unidad arbitrariamente fijada, a diferencia de las estimas absolutas, que expresan la densidad en unidades de superficie o volumen. Las estimas relativas, aunque tienen poco valor real al estar afectadas por factores independientes de la densidad tales como las condiciones meteorológicas, permiten efectuar comparaciones en el espacio y en el tiempo.

En esta ocasión, se emplearon entre otros métodos de estimación relativa de la densidad los de capturas por unidad de esfuerzo, que están basados en el principio de que el número de individuos que contiene una muestra es proporcional al esfuerzo realizado para tomarla. Dado que, estos métodos provocan la separación y eliminación de los individuos capturados del resto de la población, se evitó en lo posible el muestrear los mismos árboles en prospecciones consecutivas.

Por otra parte, estas medidas están influenciadas por múltiples factores (SOUTHWOOD, 1966):

1. Cambios en la densidad de la población.
2. Cambios en el número de individuos de una especie pertenecientes a una fase o estado determinado de su metamorfosis.
3. Cambios en la actividad de las especies a estudiar.
4. Cambios en la eficacia de los métodos de captura.
5. La preferencia de un determinado sexo, fase o estado al estímulo de la trampa.

Sin embargo, estas influencias no son enteramente negativas, sino que en este caso proporcionan una abundante información general respecto a la biología de los artrópodos a estudio.

Los métodos de captura y recogida de muestras empleados fueron los siguientes: vareo del follaje, trampeo con cebos luminosos, corta de ramillas y hojas, y corta de trozas del fuste y ramas gruesas.

El vareo del follaje fue un método de captura-esfuerzo empleado para capturar larvas e imagos defoliadores, mediante el golpeo de una rama durante seis veces seguidas con una

pértiga de 4 m., lo que provocaba la caída de los insectos que se recogían en una sábana blanca cuadrangular, de 3 x 2 m., colocada en el suelo bajo la copa.

Los adultos de lepidópteros con fototactismo positivo se capturaron mediante el trapeo con cebos luminosos durante toda la noche. Se utilizaron dos tipos de trampas: una semiportátil de doble tolva (fig. 18), que dada su voluminosidad planteaba problemas de transporte al necesitar un vehículo suficientemente grande, por lo que fue sustituida por el modelo «Rothamsted» descrita por WILLIAMS (1948) portátil y desarmable (fig. 19). En ambos casos se utilizaron lámparas de vapor de mercurio de 250 W. y 220 V., alimentadas por un grupo electrógeno portátil marca «HONDA» y modelo ED-250, que funciona con gasolina normal y con una autonomía de aproximadamente cuatro horas, por lo que era necesario repostar combustible durante la noche. Para solventar este inconveniente se sustituyó por un sistema, que per-

mitía una autonomía de ocho horas, formado por una batería de 12 voltios y 75 Ah. de capacidad, y un convertidor estático de corriente continua de 12 voltios en corriente alterna de 220 voltios y una potencia de 250 vatios.

Los insectos capturados en la trampa de luz morían al caer en el frasco de recolección cebado con diclorvos (Vapona 20-LE) con una riqueza del 20 % de éster 0,0-dimetílico 0-2, 2-diclorvinílico del ácido fosfórico.

Las larvas y adultos de artrópodos de tamaño diminuto y de aquellos grupos, que tienen formas fijas sobre el substrato vegetal, o resistentes al vareo, se muestrearon mediante la corta de ramillas con hojas de aproximadamente 50 cm. de longitud con una tijera de podar situada en el extremo de una pértiga metálica de 4 m. y accionada con un cordel. Se recogía una ramilla por cada árbol muestreado y extrayendo los individuos de cada muestra por conteo directo «in situ» de la totalidad de la misma en el caso de los indivi-



Fig. 18.—Trampa de luz de doble tolva.

duos apreciables a simple vista y de una ramilla de 20 cm. y dos hojas en el caso de aquellos que necesitasen ser observados a través de la lupa binocular en el laboratorio.

Los insectos xilófagos se muestrearon abatiendo mensualmente un árbol de diámetro normal superior a 20 cm. y aparentemente sano, que se dividía en trozas de 75-100 cm. de longitud que se dejaban extendidas en el suelo para recogerlas al mes siguiente, una vez que habían sido colonizadas por insectos xilófagos, e introducirlas en el laboratorio dentro de cámaras de emergencia donde se recolectaban los imagos según éstos iban emergiendo.

Parte de las trozas frescas servían para cebar las trampas de vuelo modelo ventana, basadas en las diseñadas por CHAPMAN y KING-HORN (1955) y diseñadas por COBOS y MARTÍN (1987), que capturaban a los insectos atraídos por los estímulos olorosos emitidos por las trozas. Sin embargo, este sistema de muestreo

se abandonó pronto, al mostrarse inoperante por no poder revisar las trampas diariamente y no sólo recoger las capturas, sino también, controlar el nivel de agua de sus recipientes, ya que ésta en época cálida se evaporaba rápidamente y en la lluviosa rebosaba, vertiendo las capturas al suelo donde se perdían (fig. 24).

Siempre que se detectaban daños de insectos xilófagos en ramas y troncos, tales como chancros, orificios de emergencia, serrines, etc., se extraía una muestra que se introducía en cámaras de emergencia.

Todos los estados larvales desconocidos de defoliadores recolectados, independientemente del orden taxonómico al que pertenecían, fueron introducidos en el laboratorio en cajas de cría, alimentándolos diariamente con una dieta natural de hojas de aliso, que se conservaban en cámara frigorífica, con la finalidad principal de conseguir su identificación mediante los imagos resultantes.

Resultados y discusión

RESULTADOS

Fruto de la aplicación de los diferentes muestreos, llevados a cabo en las localidades y fechas relacionadas en el cuadro I, han sido los resultados que figuran en los cuadros 2 al 42 (anexo).

La presencia de especies de artrópodos defoliadores y su número fue recogida mediante la técnica del vareo del follaje sobre una muestra de 10 alisos por estación, relacio-



Fig. 19.—Trampa de luz modelo Rothamsted.

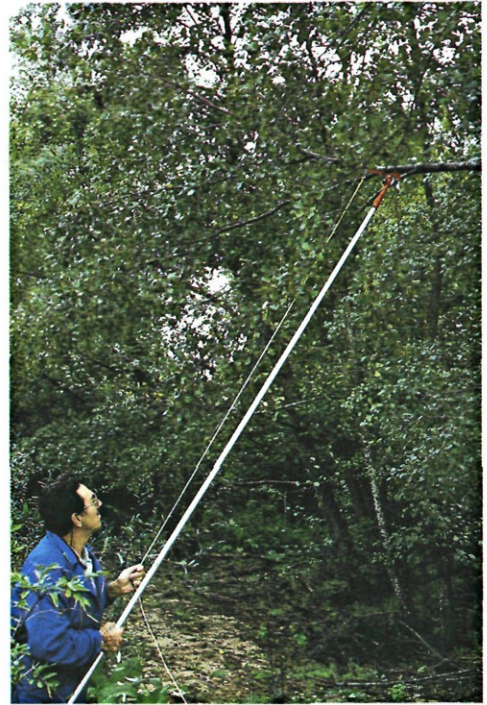


Fig. 20.—Recogida de muestras de ramas con hojas, mediante una tijera de podar.

nándose el número de larvas capturadas de cada especie y en cada estación en los cuadros 2 al 14. Este tipo de muestreo se realizó en todas las localidades prospectadas y en la mayoría de las fechas, con la excepción lógica de las efectuadas durante la época de reposo vegetativo del aliso y por la ausencia natural de hojas.

Por medio del conteo directo a simple vista de los individuos de cada especie, encontra-



Fig. 21.—Abatimiento y corta en trozas de pies sanos de aliso para su colonización por insectos xilófagos.



Fig. 22.—Cámaras de emergencia en el laboratorio.

dos en las muestras de ramas y hojas extraídas de 10 árboles por estación, se prospectaron aquellas especies que escapaban a la técnica del vareo. Este método se llevó a cabo en todas las localidades prospectadas y en la mayoría de las fechas, con excepción de la época de reposo vegetativo. Sin embargo, hay



Fig. 23.—Cámara de emergencia abierta mostrando una troza atacada por un insecto xilófago.

que hacer las siguientes puntualizaciones: en el caso de *Acalitus brevitarsus* FOCKEU (*Acari, Eriophyidae*) no se contabilizaron individuos, sino las hojas en las que estaba presente la erinosis, de una submuestra de las 10 hojas más extremas de la rama abatida; en *Monosteira unicostata* MULS. y REY (*Hem., Tingidae*) se contaron sólo imagos; en *Elasmucha grisea* L. (*Hem., Pentatomidae*) lo fueron imagos y larvas; con los pulgones *Pterocallis alni* DE GEER y *Pt. maculata* VON HEYDEN (*Hom., Aphididae*) se contaron tanto larvas como adultos, que se recogían en el campo para su identificación posterior en el laboratorio; con *Agelastica alni* L. y *Galerucella lineola* F. (*Col., Chrysomelidae*) se contaron solamente los estados larvarios, salvo en los muestreos efectuados en las localidades de Llanes y Castrocillorigo para la primera y Candelario y El Payo en la segunda, que tuvieron lugar en fechas en las que sólo había imagos; de la totalidad de larvas de tortricídeos prospectados, sólo era fácilmente diferenciable de una forma directa *Spilonota ocellana* (F.), mientras que el resto debía completar su desarrollo en el laboratorio para poder ser identificado mediante el imago resultante, sin embargo, debido a la elevada mortalidad de orugas durante la cría en el laboratorio el número resultante de identificaciones no tuvo valor cuantitativo alguno (cuadros 26, 27 y 28). Lo mismo ocurrió con la familia *Coleophoridae* (cuadro 28).

En el cuadro 21 se presentan los resultados de los conteos a través de la lupa binocular de una submuestra de ramillas y hojas de 10 muestras por estación. Este tipo de muestreo se llevó a cabo sólo en las alisedas prospectadas más importantes, las de Elizondo, El Alamin y La Iglesuela.

Los resultados de la cría en laboratorio de larvas defoliadoras, alimentadas con dieta natural, se encuentran en los cuadros 22 al 28, lo que permitió no sólo identificar la especie a la que pertenecía la larva, mediante el imago resultante, sino también comprobar que el aliso era su planta huésped. No obstante, muchas larvas recogidas en escaso número no llegaron a completar su desarrollo, ya que morían al no soportar las condiciones ambientales del cautiverio, la pérdida de calidad del alimento natural o por estar parasi-

tadas, por estas razones su identificación resultó imposible.

Para poder determinar el período de vuelo de los imagos de los lepidópteros se relacionan en los cuadros 29 al 33 las capturas obtenidas en trampa de luz y que se realizaron sólo en las alisedas más extensas e importantes de Elizondo y El Alamin.

En los cuadros 34 y 35 se muestran las emergencias de insectos xilófagos recogidas en el laboratorio dentro de las cámaras de cría, donde se introducían todas las muestras sospechosas de contener perforadores.

Por último, en los cuadros 36 al 42 se relacionan las emergencias de insectos xilófagos, que colonizaron las trozas frescas depositadas en la aliseda durante un mes, para después de extraerlas del monte, introducirlas en las cámaras de emergencia. En estos cuadros se representa con (-) a las trozas en el monte y con (±) a las trozas ya introducidas en las cámaras. Este tipo de muestreo se realizó en Elizondo y El Alamin, y sólo durante unos pocos meses ante las dificultades puestas por los propietarios para poder abatir un aliso al mes.

ARTROPODOS PARASITOS DEL ALISO

En las prospecciones realizadas se han identificado 50 especies de artrópodos parásitos del aliso, pertenecientes a 2 clases, 6 órdenes y 24 familias, que se encuentran representados por los siguientes taxones:

Clase *Arachnida* LAMARCK, 1898

Orden *Acari* NITZSCH, 1818

— Familia *Eriophyidae* NALEPA, 1898.

● *Acalitus brevitarsus* FOCKEU, 1890.

— Familia *Tetranychidae* DONNADIEU, 1875.

● *Panonychus ulmi* (KOCH).

● *Tetranychus urticae* KOCH, 1836.

Clase *Insecta* LINNAEUS, 1758.

Orden *Hemiptera* LATREILLE, 1825

— Familia *Tingidae* COSTA, 1838.

● *Monosteira unicostata* (MULSANT y REY, 1825).

- Familia *Pentatomidae* LEACH, 1815.
- *Elasmucha grisea* LINNAEUS, 1758.

Orden *Homoptera* LEACH, 1815

- Familia *Aphididae* BUCKTON, 1881.
- *Pterocallis alni* (DE GEER, 1773).
- *Pt. maculata* (VON HEYDEN, 1837).

Orden *Lepidoptera* LINNAEUS, 1758

- Familia *Aegeriidae* STEPHENS, 1829.
- *Paranthrene tabaniformis* (ROTTEMBURG, 1775).
- *Sesia apiformis* (CLERCK, 1759).
- *Synanthedon spheciformis* (DENIS y SCHIFFERMULLER, 1775).
- Familia *Coleophoridae* STANTON, 1854.
- *Coleophora serratella* (LINNAEUS, 1761).
- Familia *Cossidae* LEACH, 1815.
- *Cossus cossus* LINNAEUS, 1758.
- *Zeuzera pyrina* LINNAEUS, 1761.
- Familia *Tortricidae* STEPHENS, 1829.
- *Archips xylosteana* (LINNAEUS, 1758).
- *Epinotia inmundana* (FISCHER VON ROESLERSTAM, 1839).
- *Pandemis corylana* (FABRICIUS, 1794).
- *Spilonota ocellana* (FABRICIUS, 1787).
- Familia *Lasiocampidae* HARRIS, 1841.
- *Odonestis pruni* (LINNAEUS, 1758).
- *Poecilocampa populi* (LINNAEUS, 1758).
- Familia *Endromidae* BOISDUVAL, 1828.
- *Endromis versicolora* (LINNAEUS, 1758).
- Familia *Geometridae* LEACH, 1815.
- *Agriopsis marginaria* (FABRICIUS, 1777).
- *Biston betularia* (LINNAEUS, 1758).
- *Biston strataria* (HUFNAGEL, 1967).
- *Cabera pusaria* (LINNAEUS, 1758).
- *Ennomos alniaria* (LINNAEUS, 1758).
- *Lycia hirtaria* (CLERCK, 1759).
- Familia *Sphingidae* LATREILLE, 1803.
- *Laothoe populi* (LINNAEUS, 1758).
- *Mimas tiliae* (LINNAEUS, 1758).
- *Smerinthus ocellata* (LINNAEUS, 1758).
- Familia *Notodontidae* STEPHENS, 1829.
- *Furcula bicuspis* (BORKHAUSEN, 1790).
- *Phalera bucephala* (LINNAEUS, 1758).
- *Pheosia gnoma* (FABRICIUS, 1777).
- Familia *Lymantriidae* HAMPSON, 1883.
- *Elkneria pudibunda* (LINNAEUS, 1758).
- *Porthetria dispar* (LINNAEUS, 1758).
- Familia *Noctuidae* LATREILLE, 1809.
- *Acronicta alni* (LINNAEUS, 1767).
- *Acronicta leporina* (LINNAEUS, 1758).

- *Acronicta psi* (LINNAEUS, 1758).
- *Catocala elocata* (ESPER, 1786).
- *Orthosia incerta* (HUFNAGEL, 1766).

Orden *Hymenoptera* LINNAEUS, 1758

- Familia *Siricidae* KIRBY, 1826.
- *Xiphydria camelus* LINNAEUS, 1757.
- Familia *Cimbicidae* KIRBY, 1826.
- *Cimbex connata* SKRANK, 1802.
- Familia *Tentredinidae* LEACH, 1817.
- *Croesus septentrionalis* LINNAEUS, 1758.

Orden *Coleoptera* LINNAEUS, 1758

- Familia *Buprestidae* LEACH, 1815.
- *Agilus viridis* (LINNAEUS, 1758).
- Familia *Cerambycidae* LATREILLE, 1804.
- *Compsidia populnea* (LINNAEUS, 1758).
- *Oberea linearis* (LINNAEUS, 1761).
- *Saperda scalaris* (LINNAEUS, 1758).
- Familia *Chrysomelidae* LATREILLE, 1804.
- *Agelastica alni* (LINNAEUS, 1758).
- *Galerucella lineola* (FABRICIUS, 1775).
- Familia *Curculionidae* LATREILLE, 1804.
- *Cryptorrhynchus lapathi* LINNAEUS, 1758.
- Familia *Scolytidae* GEMMINGER y HAROLD, 1872.
- *Xyleborus dispar* FABRICIUS, 1792.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE LOS ARTROPODOS PARASITOS DEL ALISO

La amplitud en la distribución geográfica de las diferentes especies de artrópodos defoliadores y chupadores encontrados en las 19 localidades prospectadas (cuadro 1) y el porcentaje de las mismas donde están presentes, son los que figuran en el cuadro de la página siguiente.

Resultando que las especies de defoliadores más ampliamente distribuidas en las estaciones prospectadas son de mayor a menor importancia: *Acalitus brevitarsus* FOCKEU = *Archips xylosteana* (L.) = *Porthetria dispar* (L.), *Galerucella lineola* (F.), *Agelastica alni* (L.), *Spilonota ocellana* (F.), *Pandemis corylana* (F.), *Ennomos alniaria* (L.) = *Phalera bucephala* (L.), *Orthosia incerta* (HUFN.).

Especie	Localidades	porcentaje
<i>Acalitus brevitarsus</i> FOCKEU	15	78,94
<i>Panonychus ulmi</i> (KOCH) ...	1	5,26
<i>Tetranychus urticae</i> KOCH ..	3	15,79
<i>Monosteira unicastata</i> (MULS. y REY)	6	31,58
<i>Elasmucha grisea</i> L.	1	5,26
<i>Pterocallis alni</i> (DE GEER) ..	4	21,05
<i>Pterocallis maculata</i> (VON HEYDEN)	3	15,79
<i>Coleophora serratella</i> (L.) ...	1	5,26
<i>Archips xylosteana</i> (L.)	15	78,94
<i>Epinotia inmundana</i> (FISCH.)	5	26,32
<i>Pandemis corylana</i> (F.)	9	47,37
<i>Spilonota ocellana</i> (F.)	10	52,63
<i>Odonestis pruni</i> (L.)	1	5,26
<i>Poecilocampa populi</i> (L.) ...	1	5,26
<i>Endromis versicolora</i> (L.) ...	1	5,26
<i>Agriopsis marginaria</i> (F.)	2	10,53
<i>Biston betularia</i> (L.)	1	5,26
<i>Biston strataria</i> (HUFN.)	2	10,53
<i>Cabera pusaria</i> (L.)	4	21,05
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)	8	42,11
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERCK)	5	26,32
<i>Loathoe populi</i> (L.)	3	15,79
<i>Mimas tiliae</i> (L.)	4	21,05
<i>Smerinthus ocellata</i> (L.)	2	10,53
<i>Furcula bicuspis</i> (BORK.) ...	1	5,26
<i>Phalera bucephala</i> (L.)	8	42,11
<i>Pheosia gnoma</i> (F.)	1	5,26
<i>Elkneria pudibunda</i> (L.)	2	10,53
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	15	78,94
<i>Acronicta alni</i> (L.)	1	5,26
<i>Acronicta leporina</i> (L.)	3	15,79
<i>Acronicta psi</i> (L.)	3	15,79
<i>Catocala elocata</i> (ESPER) ...	3	15,79
<i>Orthosia incerta</i> (HUFN.) ...	8	42,11
<i>Cimbex connata</i> SKRANK ...	1	5,26
<i>Croesus septentrionalis</i> (L.) .	6	31,58
<i>Agelastica alni</i> (L.)	11	57,89
<i>Galerucella lineola</i> (F.)	14	73,68

Mientras que las menos distribuidas en las alisedas prospectadas son *Panonychus ulmi* (KOCH), *Elasmucha grisea* L., *Coleophora serratella* (L.), *Odonestis pruni* (L.), *Poecilocampa populi* (L.), *Endromis versicolora* (L.), *Biston betularia* (L.), *Furcula bicuspis* (BORK.), *Acronicta alni* (L.) y *Cimbex connata* SKRANK.

Respecto a los insectos xilófagos criados en el laboratorio hay que tener en cuenta que el

muestreo con trozas, que se dejaban un mes para ser colonizadas y después se introducían en las cámaras de emergencia, no ofrece conclusiones de interés respecto a la amplitud de la distribución geográfica de las tres especies de xilófagos obtenidos (cuadros 35 al 41), al haberse llevado a cabo en sólo dos localidades. Por el contrario, los insectos xilófagos obtenidos de toda muestra sospechosa que se encontró en las prospecciones, sí tiene un cierto interés, aunque con las reservas lógicas de toda prospección no llevada a cabo sistemáticamente:

Especie	Localidades	Porcentaje
<i>Paranthrene tabaniformis</i> (ROTT.)	3	15,79
<i>Sesia apiformis</i> (CLERCK) ...	1	5,26
<i>Synanthedon spheciformis</i> (DENIS y SCHIFF.)	1	5,26
<i>Cossus cossus</i> (L.)	4	21,05
<i>Zeuzera pyrina</i> (L.)	3	15,79
<i>Agrius viridis</i> (L.)	1	5,26
<i>Compsidia populnea</i> (L.) ...	3	15,79
<i>Oberea linearis</i> (L.)	6	31,58
<i>Cryptorrhynchus lapathi</i> L. .	2	10,53

De estos valores se deduce que los perforadores más ampliamente distribuidos son *Oberea linearis* (L.), *Cossus cossus* (L.), *Paranthrene tabaniformis* (ROTT.), *Zeuzera pyrina* (L.) y *Compsidia populnea* (L.), mientras que los menos son *Sesia apiformis* (CLERCK) y *Agrius viridis* (L.).

DISTRIBUCION MENSUAL DE LOS ARTROPODOS PARASITOS DEL ALISO

La distribución mensual del número de especies defoliadoras es muy variable de unas especies arbóreas a otras. Para explicar estas diferencias hay que ver los diferentes tipos de crecimiento anual de los brotes y por consiguiente de las hojas. HOFFMAN y LYR (1973) (citados por NIEMELA y HAUKIOJA, 1982) clasifican los árboles en dos tipos: el *Quercus*, que completa el crecimiento del brote rápidamente al principio del verano, y el *Populus*,

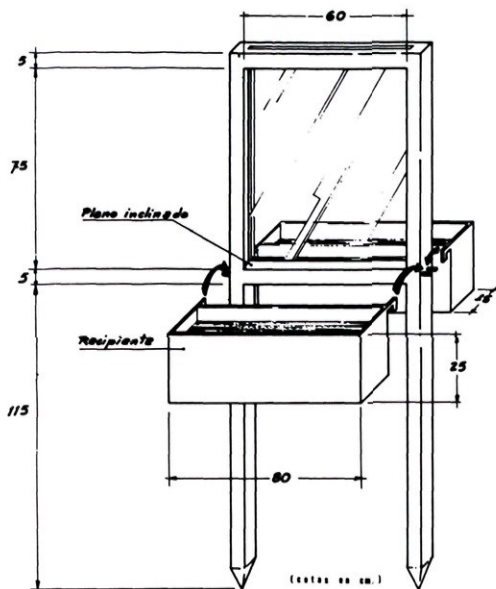


Fig. 24.—Trampa de vuelo modelo ventana, según COBOS y MARTÍN (1987).

que se completa a lo largo de toda la estación cálida. El aliso tiene uno de los períodos de crecimiento del brote más prolongados.

La duración del período de crecimiento anual del brote de las diferentes especies arbóreas está íntimamente relacionado con la riqueza en especies de insectos defoliadores, ya que la producción de nuevos brotes está acompañada por una continua producción de hojas nuevas.

Los árboles del tipo *Quercus* tienen hojas nuevas o frescas solamente al principio del verano, teniendo hojas viejas o maduras el resto de la estación, mientras que los alisos (tipo *Populus*) tienen brotes y hojas nuevas a lo largo de la mayor parte del verano, disponiendo siempre de hojas frescas y maduras.

Según FEENY (1970) (citado por NIEMELA y HAUKIOJA, 1982), los insectos defoliadores prefieren el follaje joven, sobre todo las especies oligófagas y monófagas, aunque existen algunas especies, fundamentalmente polifa-

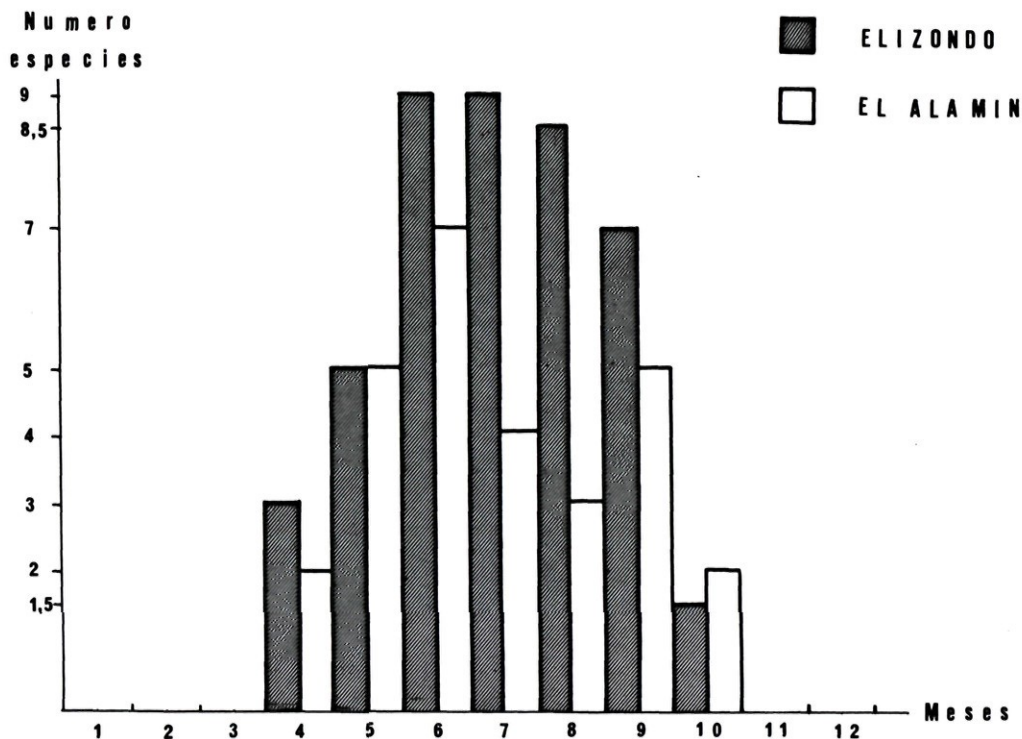


Fig. 25.—Promedio mensual de especies de larvas defoliadoras, obtenidas por el vareo del follaje.

gas, que prefieren el follaje maduro, por lo que sus larvas aparecen avanzado el verano.

Por esta razón, los árboles del tipo *Quercus* tienen una menor riqueza en especies defoliadoras que los del tipo *Populus*, como el aliso, ya que proporcionan hojas frescas sólo al principio del verano y maduras el resto, mientras que el aliso proporciona continuamente dos fuentes o recursos alimentarios diferentes, las hojas frescas y las maduras, y es sabido que la riqueza en especies está determinada por el número de nichos tróficos disponibles en el biotopo.

En el histograma de la figura 25 se representa el promedio mensual de especies de larvas defoliadoras, obtenidas por vareo del follaje, de dos localidades representativas de climas diferentes: El Alamín (Toledo), de clima meso-mediterráneo y Elizondo (Navarra), de clima atlántico. En ambos se observa un máximo al final de la primavera y comienzo del verano y un descenso progresivo del número de especies según avanza el verano. En el caso de El Alamín, donde hay un marcado período seco, durante julio y agosto,

tiene lugar una recuperación (segundas generaciones) al final del verano en septiembre.

Sin embargo, parte de este descenso en el número de especies a lo largo del verano es debida a la migración de las poblaciones de defoliadores a la parte superior de la copa del aliso, donde los brotes están en crecimiento continuo y el alimento es más fresco. Este hecho se acusa en los muestreos con un descenso en las capturas, ante la imposibilidad física del prospectar las partes más altas de las copas de los alisos.

A la vista del histograma se deduce la probable mayor riqueza en especies defoliadoras de las alisedas de clima atlántico, que las ubicadas en zonas de clima mediterráneo.

Respecto a las especies de artrópodos muestreados mediante el conteo directo de ramas y hojas, y que son fundamentalmente chupadoras, en la figura 26 se representa el histograma del promedio mensual de especies de las localidades de Elizondo y El Alamín. Observándose en ambos casos un máximo primaveral y otro al final del verano. En el caso de Elizondo, de clima más húmedo y

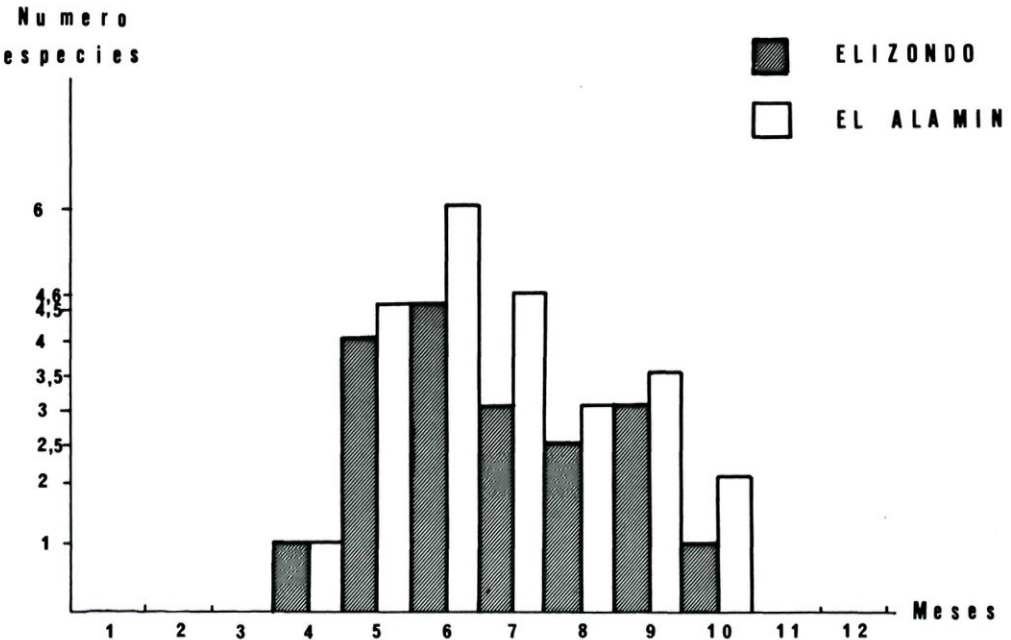


Fig. 26.—Promedio mensual de especies de artrópodos chupadores y masticadores, obtenidos en los conteos directos de muestras de ramas y hojas.

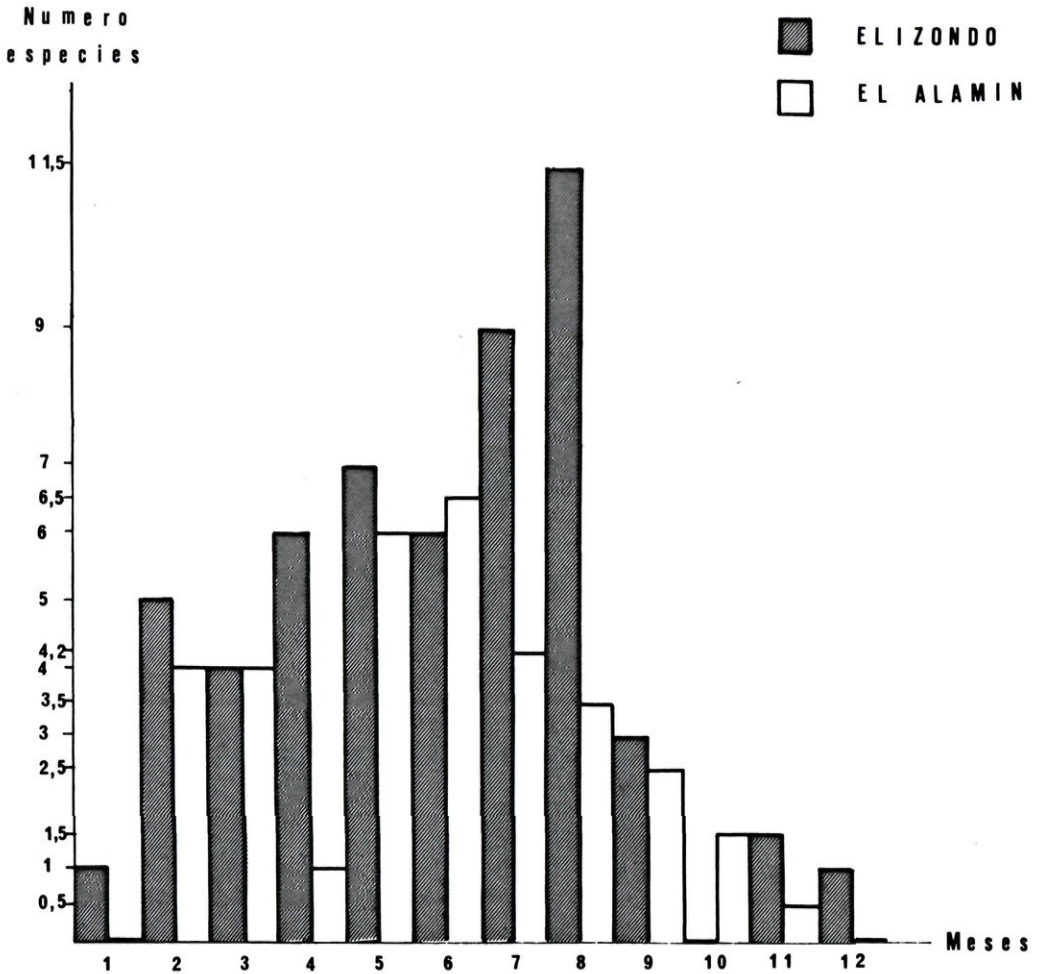


Fig. 27.—Promedio mensual de especies capturadas en trampa de luz.

suave, los máximos se alcanzan antes con un descenso estival atenuado y suave, mientras que El Alamin, de clima más extremado, se alcanzan los máximos un mes más tarde y el descenso estival es más brusco. En todo caso parece existir una mayor riqueza de las especies de chupadores estudiadas en El Alamin y menor en Elizondo.

Por último, la riqueza mensual en especies de lepidópteros, obtenida por el muestreo con trampas de luz de las localidades de Elizondo y El Alamin, queda reflejada en el

histograma de la figura 27, donde se representan los promedios mensuales de especies capturadas. Se aprecia la mayor riqueza en especies de Elizondo y el máximo estival de agosto de esta localidad que corresponde a la climatología más favorable para el vuelo de estos insectos y su captura por la trampa, mientras que en El Alamin, éste tiene lugar durante el mes de junio, época en la que la mayoría de las especies han completado su primera generación como corresponde a una localidad más meridional.

DISTRIBUCION EN CLASES DE «ABUNDANCIA-ESCASEZ»

Un aspecto importante de toda población de artrópodos, potencialmente perjudiciales, es el de su abundancia. En el estudio faunístico que nos ocupa no se puede establecer una clara correspondencia entre la «abundancia» o «escasez» obtenida de las muestras recogidas con la que realmente existe en la naturaleza para cada especie, ya que las técnicas de muestreo utilizadas tenían como finalidad principal el realizar una evaluación cualitativa de las poblaciones y no cuantitativa.

Sin embargo, con datos recogidos se pueden establecer clases de «abundancia» o «escasez», que nos pueden orientar a «grosso modo» qué parásitos son los más abundantes y, por tanto, potencialmente más peligrosos y cuáles los más raros y, por consiguiente, potencialmente menos peligrosos.

Dada la heterogeneidad respecto a localidades, fechas y número de días de muestreo, hubo que hacer una serie de promedios al objeto de que los datos de las diferentes especies fuesen comparables entre sí. Naturalmente, sólo se comparaban entre sí los datos resultantes de la aplicación de un mismo método de muestreo, empleándose los procedentes del «vareo» del follaje y del «conteo» directo o con lupa binocular de ramas y hojas.

De la suma total de las capturas o anotaciones de individuos de una especie ($\sum_{i=1}^n X_i$) en una determinada localidad, se hacía el promedio de capturas por día de muestreo, mediante el cociente con el número de días en los que se anotaban la presencia de la especie (n).

$$\frac{\sum_{i=1}^n X_i}{n} = \bar{X} \text{ (n.º individuos / día)}$$

A continuación se halla el promedio con el número de localidades muestreadas donde ha aparecido la especie (N).

$$\frac{\sum_{j=1}^N \bar{X}_j}{N} = K \text{ (n.º individuos/día/localidad)}$$

y una vez determinado el K de cada especie se pueden establecer las clases de «abundancia-escasez».

Se realiza el promedio de los días de muestreo con captura de la especie, ya que si se incluyesen todos los días, en los que pese a hacerse el muestreo no hubo captura, incurriríamos en el error de suponer que no está presente la especie en días en los que, podría estarlo bajo otra forma morfológica, que no recoge el sistema de muestreo.

La realización de la media de los promedios de las localidades donde se ha detectado la especie, tiene como objeto el evitar la fuerte reducción en su «abundancia» que supondría el incluir las 19 localidades prospectadas, ya que en muchas ocasiones la no presencia de una especie obedece a que el muestreo se llevó a cabo en una fecha en la que la especie estaba en otra etapa de su metamorfosis, que no recoge el sistema de muestreo, o que esta localidad no se encuentra dentro de su área natural de distribución geográfica.

En el caso del método de muestreo mediante «vareos» del follaje, una vez obtenidos los promedios de capturas diarias por localidad (K), se establecieron las siguientes clases de «abundancia-escasez»:

- MA: Muy abundante ($K \geq 5$).
- A: Abundante ($5 > K \geq 4$).
- F: Frecuente ($4 > K \geq 3$).
- E: Escasa ($3 > K \geq 1,5$).
- ME: Muy escasa ($1,5 \geq K$).

Por lo que las especies muestreadas por este método se clasificaron como sigue:

Especie	K	Clase abundancia escasez
<i>Odonestis pruni</i> (L.)	1,50	ME
<i>Poecilocampa populi</i> (L.) . . .	1	ME
<i>Endromis versicolora</i> (L.) . . .	2	E
<i>Agriopsis marginaria</i> (F.)	2,33	E
<i>Biston betularia</i> (L.)	1,80	E
<i>Biston strataria</i> (HUFN.)	3,16	F
<i>Cabera pusaria</i> (L.)	1,39	ME
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)	4,49	A
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERCK)	1,34	ME
<i>Laothoe populi</i> (L.)	1,46	ME
<i>Mimas tiliae</i> (L.)	1,26	ME
<i>Smerinthus ocellata</i> (L.)	1,46	ME

Especie	K	Clase abundancia escasez
<i>Furcula bicuspis</i> (BORK.) ...	1,66	E
<i>Phalera bucephala</i> (L.)	4,13	A
<i>Pheosia gnoma</i> (F.)	1	ME
<i>Elkneria pudibunda</i> (L.)	47,50	MA
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	7,32	MA
<i>Acronicta alni</i> (L.)	1,16	ME
<i>Acronicta leporina</i> (L.)	1,11	ME
<i>Acronicta psi</i> (L.)	1,66	E
<i>Catocala elocata</i> (ESPER)	1	ME
<i>Orthosia incerta</i> (HUFN.) ...	4,86	A
<i>Cimbex connata</i> SKRANK ...	1	ME
<i>Croesus septentrionalis</i> (L.) .	1,48	ME

Especie	K	Clase abundancia escasez
<i>Acalitus brevitarsus</i> FOCKEU	4,51	ME
<i>Panonychus ulmi</i> (KOCH) ...	19	F
<i>Tetranychus urticae</i> KOCH ..	46,79	MA
<i>Monosteira unicastata</i> (MULS. y REY)	35,49	MA
<i>Elasmucha grisea</i> L.	16	F
<i>Pterocallis alni</i> (DE GEER) ..	16,84	F
<i>Pterocallis maculata</i> (VON HEYDEN)	24,94	A
<i>Spilonota ocellana</i> (F.)	2,36	ME
<i>Agelastica alni</i> (L.)	15,31	F
<i>Galerucella lineola</i> (F.)	10,22	E

En el caso de los «conteos» de ramas y hojas, una vez obtenidos los promedios de capturas diarias por localidad (K), se establecieron las siguientes clases de «abundancia-escasez»:

MA: Muy abundante ($K \geq 30$).

A: Abundante ($30 > K \geq 20$).

F: Frecuente ($20 > K \geq 15$).

E: Escasa ($1.5 > K \geq 10$).

ME: Muy escasa ($10 > K$).

Por lo que las especies muestreadas por este método se clasificaron como figura en el cuadro adjunto.

No se ha podido evaluar la «abundancia-escasez» de los perforadores *Paranthrene tabaniformis* (ROTT.), *Sesia apiformis* (CLERCK),

Synanthedon spheciformis (DENIS y SCHIFF.), *Cossus cossus* (L.), *Zeuzera pyrina* (L.), *Xiphodria camelus* L., *Agrius viridis* (L.), *Compsidia populnea* (L.), *Oberea linearis* (L.), *Saperda scalaris* (L.), *Cryptorrhynchus lapathi* L. y *Xyleborus dispar* F.; así como tampoco de los lepidópteros tortricidos *Archips xylosteana* (L.), *Epinotia inmundana* (FISCH. VON ROESL.) y *Pandemis corylana* (F.), y el coleofórido *Coleophora serratella* (L.), por las razones aducidas anteriormente en el capítulo de resultados.

El número de especies de cada clase de «abundancia-escasez» de cada método de muestreo analizado se puede resumir, de forma que permita un mejor y más rápido análisis comparativo, en la siguiente tabla:

Método de muestreo	N.º de especies en cada clase					Total especies
	ME	E	F	A	MA	
VAREO DEL FOLLAJE (DEFOLIADORES)	13	5	1	3	2	24
CONTEO DE RAMAS Y HOJAS (CHUPADORES Y DEFOLIADORES)	2	1	4	1	2	10
OTRAS ESPECIES	—	—	—	—	—	16
TOTAL						50

Descripción de las especies de artrópodos parásitos encontrados

Acalitus brevitarsus

(FOCKEU, 1890)

SINONIMIAS

Eriophyes brevitarsus (FOCKEU) NALEPA, 1898; *Aceria brevitarsus* (FOCKEU) ROIVANEN, 1950.

DESCRIPCION

Esta especie tiene el cuerpo vermiforme y anillado, de una longitud inferior a 0,2 mm., provisto de dos pares de patas en la parte anterior del cuerpo. Gnatosoma muy reducido, palpos muy pequeños aplicados sobre el rostro y quelíceros en forma de estilete.

Sobre el escudo dorsal hay dos tubérculos setíferos y carece de sedas abdominales sub-dorsales. Los segmentos abdominales son semejantes sobre la cara dorsal y ventral.

Carece de seta anterofemoral y anterotibial. Los tubérculos setíferos anterocoxales desplazados más lejos de la cabeza de lo que es normal. Anterocoxas granuladas. La cubierta genital femenina carece de nerviaciones longitudinales, estando sustituidos por abundantes gránulos.

Es deuterogina, es decir, que teniendo el macho una morfología única, la hembra manifiesta dos: deuteroginas y protoginas.

Las hembras deuteroginas tienen finos grupos, cerrados y alargados, de microtubérculos. En las hembras protoginas, parecidas a los machos, los microtubérculos adquieren el aspecto de un anillo de gránulos.

Los microtubérculos ventrales de las deuteroginas son redondeados o finamente pun-

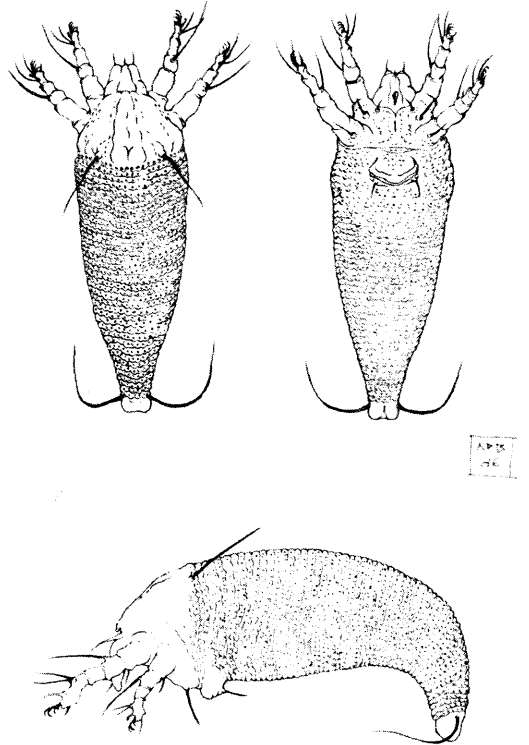


Fig. 28.—*Acalitus brevitarsus* (FOCKEU), vista dorsal, ventral y lateral.

teados y tienden a estar delante de los márgenes del anillo. Sin embargo, no aparecen en las hembras protoginas.



Fig. 29.—Principio de la eriosis en una hoja joven de aliso.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Ha sido citado en Francia (FOCKEU, 1890), Reino Unido (BAGNALL y HARRISON, 1928), Finlandia (ROIVAINEN, 1947), Suecia (ROIVAINEN, 1950), España (ROIVAINEN, 1953) y Estados Unidos (JEPPSON, KEIFER, BAKER, 1975).

En este estudio ha sido detectado en Asturias: Llanes; Avila: Arenas de San Pedro y Mijares; Badajoz: La Codosera; Cádiz: Jimena de la Frontera; Cantabria: Castrocillorigo; Guadalajara: Humanes; Huelva: Nerva; Jaén: Santa Elena; Madrid: San Martín de Valdeiglesias; Navarra: Elizondo; Salamanca: Candelario y El Payo; Sevilla: El Ronquillo, y Toledo: El Alamín. Por tanto, se puede afirmar que está presente en toda la península.

PLANTAS Y HUESPEDES

Una característica general de la mayoría de los eriófidos, especialmente en aquellos que



Fig. 30.—Etapa final del ataque de la eriosis a una hoja.



Fig. 31.—La eriosis está formada por manojos de papilas capitadas de apariencia cristalina, que en ocasiones presentan una coloración anaranjada o rosada.

viven sobre frondosas y plantas de hoja ancha, es el reducido número de plantas huésped que tienen. Siendo lo normal que una especie de eriófido tenga una sola planta huésped o varias, pero del mismo género.

Acalitus brevitarsus (Fockeu) ha sido citado sobre *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. y *A. cordata* (Loisel) Loisel (Easterbrook, 1979).

DAÑOS

Esta especie provoca una eriosis, de apariencia cristalina y color blanco, anaranjado o rosado, fundamentalmente en el envés de las hojas de aliso (fig. 31).

Sin embargo, *Acalitus brevitarsus* (Fockeu) provoca diferentes tipos de eriosis, según el área geográfica de que se trate. Así en Europa occidental están formadas por manojos de papilas capitadas simples, mientras que en Turquía los manojos son de papilas capitadas compuestas y, en América del Norte, por una maraña de filamentos simples, pero relacio-

nados también con otras especies de eriófidos (Jeppson, Keifer, Baker, 1975).

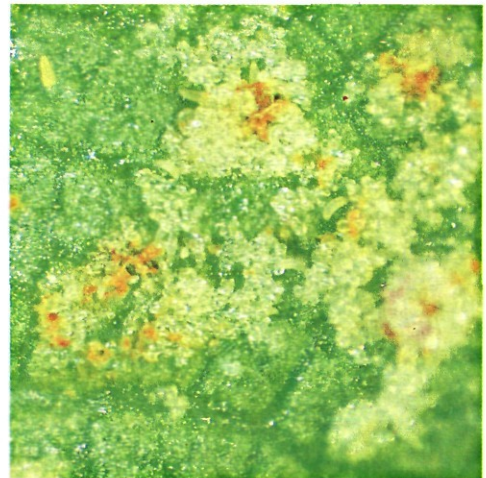


Fig. 32.—Individuos del eriófido entre las papilas de la eriosis.

BIOLOGIA

Pasan la estación fría en forma de hembras invernantes en las hendiduras de la corteza de la planta huésped. Durante esta época sufren una considerable mortandad, pero siempre algunos individuos encuentran el refugio adecuado que les permite sobrevivir y ser el inicio de las generaciones del año siguiente.

Con la llegada de la primavera y en el mes de marzo salen de sus refugios invernales y se trasladan a las hojas más jóvenes, donde forman las características erinosis de papilas capitadas, entre las cuales los ácaros viven, se alimentan y se reproducen.

Dado que el estilete del rostro de los eriofidos es muy fino y corto, no puede succionar nada más que los tejidos licuados de la hoja, que han sido predigeridos por las inyecciones salivares.

La saliva contiene, además de los fermentos necesarios para la predigestión, unas sustancias reguladoras del crecimiento que provocan la alteración del crecimiento de las células afectadas, evolucionando hasta formar la erinosis.

La erinosis no sólo proporciona protección y sostén para el ácaro, sus huevos y progenie, sino también suministra alimento en las células hipertrofiadas que constituyen las papilas.

METODOS DE CONTROL

La pulverización, al principio de la primavera y durante la brotación de las hojas, con endosulfán o bromopropilato y la repetición del tratamiento dos veces más en intervalos de aproximadamente 15 días suele bastar para evitar la aparición de erinosis.

Panonychus ulmi (KOCH)

SINONIMIAS

Paratetranychus pilosus CAN y ZACHER;
Metatetranychus ulmi KOCH.

DESCRIPCION

Esta especie se caracteriza por tener el propodosoma sin reticular y sin diferenciar claramente del histerosoma. El tegumento es blando y sin placas. Tiene un peritrema.

El propodosoma lleva tres pares de pelos dorso-propodosomales y en el histerosoma 10 pares histerosomales, que se reparten tres pares dorsocentrales, tres dorsolaterales, un humeral, dos sacros y un último par clunal en la parte posterior del histerosoma. Inmediatamente detrás de los clunales aparece el par de pelos postanales.

El opistosoma tiene dos pares de pelos preanales y, mientras que la hembra lleva dos pares de pelos anales, el macho tiene cuatro pares de pelos genitoanales y dos pares de pelos paraanales.

En el gnatosoma los quelíceros se encuentran fusionados en la base por un lóbulo, en forma de bolsa, que se denomina estilóforo. La quela es móvil y está modificada formando un largo estilete.

En la cara dorsal del tarso del primer par de patas de los adultos se observan dos pares de pelos agrupados o dúplex y un sólo par en

la cara dorsal del tarso del segundo par. En el primer caso, tarso del primer par de patas, los dúplex están situados en la vecindad de la extremidad distal del segmento.

Los apéndices del tarso comprenden un empodium central y un par de verdaderas uñas laterales, que llevan unos tenents, que son pelos terminados en un ligero ensanchamiento. En esta especie el empodium recuerda a una garra simple, que es casi tan larga como los tres pares de pelos proximoventrales.

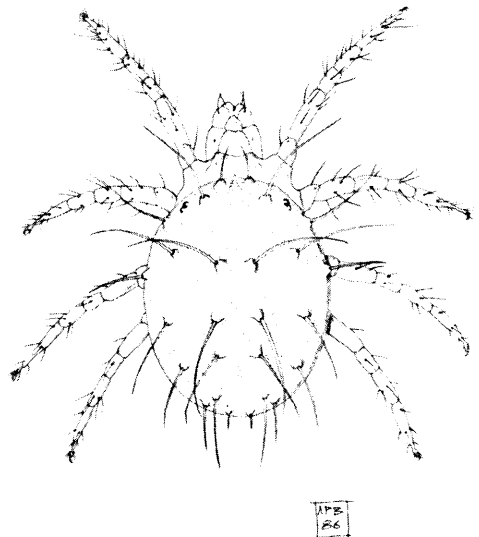


Fig. 33.—*Panonychus ulmi* (KOCH).

La hembra adulta tiene un cuerpo ovalado, de color rojo o pardo rojizo, y alcanza una longitud de 0,4-0,7 mm. El dorso, fuertemente combado, presenta siete series transversas de pelos insertados en protuberancias o tubérculos blanquecinos muy coincisivos.

El macho, más pequeño, alargado y de color más pálido, carece de estas protuberancias dorsales. El edeago está curvado hacia arriba.

Los huevos de invierno son de un diámetro de 0,1 mm. y de color rojo vivo, esféricos, aplastados ligeramente, estriados dorsalmente y rematados por un fino pelo blanco. Los huevos de verano son de color anaranjados o rojo pálido.

Las larvas, de color rojo vivo, tienen solamente tres pares de patas, mientras que las ninfas (protoninfa y deuteroninfa), de color rojo vivo también, tienen ya cuatro pares de patas como los adultos.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Esta especie se encuentra en la mayoría de las plantaciones de frutales del mundo: Europa, Irán, Israel, Japón, Líbano, Siria, Turquía, Unión Soviética, Argelia, Egipto, Libia, Sudáfrica, Túnez, Australia, Nueva Zelanda, Canadá, Estados Unidos, Bermuda, Argentina, Chile y Venezuela.

En España está presente en todo su territorio peninsular.

PLANTAS HUESPEDES

La araña roja es una especie muy polífaga encontrándose sobre especies de los géneros: *Malus*, *Prunus*, *Pyrus*, *Cydonia*, *Juglans*, *Vitis*, *Rubus*, *Crataegus*, *Fraxinus*, *Ulmus*, *Rosa*, *Castanea*, *Populus*, *Salix*, *Ribes*, *Cotoneaster*, *Amygdalus*, *Fragaria*, etc.

Ha sido citado en Finlandia (LOYTYNIEMI, TULISALO, 1974) sobre *Alnus glutinosa* (L.), GAERTN., *A. incana* MOENCH, *Betula pubescens* EHRH., *B. verrucosa* EHRH., *Corylus avellana* L., *Populus tremula* L., *Prunus padus* L., *Rhamnus frangula* L., *Salix caprea* L., *Sorbus aucuparia* L., *Tilia cordata* MILL., etc.

DAÑOS

Las arañas rojas se alimentan introduciendo sus estiletes en las hojas hasta alcanzar el parénquima lagunar, succionando los jugos y la clorofila que contiene. Esta acción provoca la desorganización del tejido vegetal, impidiendo la fotosíntesis y la respiración celulares. Al mismo tiempo aumenta inicialmente la transpiración. Al penetrar el aire en las células muertas da a las hojas atacadas un aspecto grisáceo, que se mantienen durante un tiempo en el árbol hasta su caída definitiva al suelo.

Generalmente los individuos inmaduros se alimentan en el envés de las hojas, mientras que los adultos lo pueden hacer también en el haz, especialmente cuando se alcanzan altos niveles de población.

En el caso de ataques leves se aprecian punteaduras necróticas rodeadas por una leve decoloración.

BIOLOGIA

La araña roja pasa el invierno en estado de huevo, éstos son depositados más o menos agrupados en zonas rugosas de la corteza del tronco y ramas, en la base de las yemas, cicatrices foliares, etc. La deposición de los huevos de invierno comienza en agosto y se extiende hasta octubre o noviembre, según el clima.

La eclosión de los huevos de invierno tiene lugar al principio de la primavera, últimos de marzo y mes de abril, y prosigue durante una veintena de días, teniendo lugar el máximo de eclosiones la primera semana. Las larvas, que al nacer miden 0,2 mm., evolucionan en esta época del año más lentamente que en verano, empleando en alcanzar el estado adulto de 19 a 22 días, mientras que en el verano pueden llegar a tardar sólo 4 días.

Existe un corto período de tiempo, durante el cual todos los huevos de invierno han eclosionado y todavía no han aparecido los huevos de verano, ya que las hembras que los pondrán no han completado todavía su desarrollo, y es en este período en el que un control de la población obtendría mejores resultados.

Durante el resto de la primavera, todo el verano y parte del otoño se suceden de 7 a 9 generaciones, sin separación alguna entre ellas.

Entre los factores externos que inciden sobre las poblaciones de esta especie destacan las temperaturas elevadas y la humedad relativa bajas que favorecen su desarrollo, al acortar el ciclo y aumentar la fecundidad.

La producción de huevos de invierno está relacionada con las horas de luz y el grado de marchitamiento de las hojas, así, en el caso de graves ataques, que en julio han desecado las hojas, provoca la puesta precoz de huevos de invierno.

PARASITOS Y PREDADORES

Los enemigos naturales conocidos de estos ácaros actúan como depredadores y entre ellos se encuentran insectos de las familias de los crisomélidos (*Stethorus punctillum* WEISE), crisópidos (*Crysopa carnea* SCHNEID), coniopterígidios (*Coniopteryx esbenpeterseni* TJEDER), antocóridos (*Orius* spp.) y ácaros de distintas familias, como los fitoseidos (*Typhlodromus pyri* SCHEUTEN., *Kampinodromus aberrans* OOUDEMANS, etc.).

Sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. y coincidiendo con la araña roja he encontrado *Anthoseius athenas* SWIRSKI y RAGUSA y *Typhloctonus filiarum* OOUDEMANS, que ya fueron citados en *Malus* sp. y *Citrus* sp. GARCÍA-MARI, 1984) pero que por primera vez se observan en las alisedas de La Iglesuela (Tledo).

MÉTODOS DE CONTROL

Con la extensión de la lucha química contra las plagas agrícolas durante los años cincuenta y sesenta se produjo una proliferación de daños causados por ácaros, desconocida hasta entonces y que se mantiene incrementada en nuestros días (ALFARO MORENO, 1964; DEL RIVERO, 1967).

Hay que buscar las causas de las pululacio-

nes anormales de ácaros en los efectos secundarios de los productos insecticidas, como los organofosforados y los piretroides, sobre la fauna útil (ZWICK, FIELDS, 1978; CRANHAM, 1979; BALL, 1980; SIDLYAREVITSCH, 1981; DEL RIVERO, 1984), ya que mientras en el control biológico de las plagas de insectos interviene principalmente el parasitismo, en las plagas de ácaros es la predación, llevada a cabo por ácaros de la familia *Phytoseiidae* (JEPPSON, KEIFER, BAKER, 1975), la que tiene el papel principal.

CRANHAM (1979) y WEARING et al. (1979) denuncian la necesidad de encontrar razas de fitoseidos resistentes a los insecticidas organofosforados y de utilizar acaricidas selectivos para lograr una lucha integrada eficaz contra los ácaros.

Por otra parte, HOLDSWORTH (1974) y HULL et al. (1978) demostraron la utilidad de aplicar bajas dosis de acaricidas para perjudicar lo menos posible a las poblaciones de ácaros depredadores y restablecer el equilibrio entre ambas.

Teniendo en cuenta lo anteriormente expuesto, en la actualidad, la lucha contra *P. ulmi* se lleva a cabo mediante las siguientes acciones:

El control de los huevos de invierno próximos a su eclosión, esto es a finales del invierno o principios de la primavera, con la pulverización de ramas y troncos con un aceite de verano al 1 % de concentración.

Durante la brotación se puede pulverizar con clofentecín para aprovechar su gran efecto residual y eficaz acción ovicida y sobre larvas neonatas.

En el período de tiempo durante el cual sólo hay estados larvarios sobre la planta y que tiene lugar en primavera, la pulverización con flubencimina, inhibidor del crecimiento larvario de los ácaros, produce los mejores resultados.

Finalmente, si en pleno período vegetativo fuese necesario un control de adultos, se deben emplear acaricidas selectivos, tales como amitraz o cihexaestan, que respetan a los ácaros fitoseidos.

Tetranychus urticae

KOCH, 1836

SINONIMIAS

Tetranychus telarius L., *Tetranychus alt-hae* V. HANSTEIN.

DESCRIPCION

Se diferencia de *Panonychus ulmi* (Koch) por tener el opistosoma con sólo un par de pelos paraanales, el tarso del primer par de patas con pelos dúplex muy separados sobre el dorso del segmento y el edeago incurvado hacia lo alto y alargado en su extremidad.

La hembra es de forma ovalada y globosa, alcanza una longitud de 0,5-0,6 mm. La coloración varía de amarillo-verdoso con dos manchas laterales más oscuras y conspicuas en los individuos activos o naranja o rojo ladrillo sin manchas laterales de las hembras invernantes, que a su vez son más pequeñas que las activas.

Los machos son algo más pequeños que las hembras y su forma es más alargada.

El huevo es esférico, de poco más de 0,1 mm., y de color amarillento.

Como ocurre en todos los tetraníchidos entre el huevo y el adulto hay seis estados de desarrollo: tres activos, larva (con tres pares de patas), protoninfa y deuteroninfa (estas últimas con cuatro pares de patas); y tres inmóviles, intermedios de los anteriores, en los que se producen las ninfosis.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie cosmopolita. En España se la encuentra en toda la península.

PLANTAS HUESPEDES

Es muy polífaga, desarrollándose sobre la mayoría de las plantas cultivadas, entre las que cabe destacar las pertenecientes entre



Fig. 34.—*Tetranychus urticae* KOCH.



Fig. 35.—Ejemplar de *Tetranychus urticae* KOCH sobre el peciolo de una hoja de aliso.

otros a los géneros *Brassica*, *Ceratonia*, *Cucumis*, *Cynara*, *Fragaria*, *Gossypium*, *Malus*, *Medicago*, *Phaseolus*, *Pisum*, *Prunus*, *Pyrus*, *Rosa*, *Vitis* y *Zea*, así como innumerables plantas silvestres.

Respecto a las especies forestales ha sido citado sobre *Acer platanoides* L., *Alnus incana* MOENCH, *Betula verrucosa* EHRH, *Populus tremula* L., *Rosa* sp., *Rubus* sp., *Salix* sp. y *Sorbus acuparia* L. (LOYTTYNIEMI y TULISALO, 1974). También ha sido citado sobre *Betula* sp., *Corylus* sp., *Fagus* sp. y *Robinia* sp. (KRUEL, 1957; POSTNER, 1972).

En este estudio ha sido encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en El Alamín y La Iglesiasuela en la provincia de Toledo y Elizondo en la de Navarra.

DAÑOS

Los ataques iniciales se aprecian por la aparición en las hojas de zonas amarillentas con punteaduras necróticas producidas por los estiletes de la araña. Posteriormente las punteaduras confluyen formando áreas necrosadas que se extienden rápidamente por la hoja, que envejece con rapidez y cae (fig. 38).

Los efectos histológicos en las hojas están

directamente relacionados a la intensidad superficial de picaduras de alimentación y su frecuencia en el tiempo. Las células que han sido atravesadas por los estiletes se colapsan y se muestran sin contenido. Las células adyacentes a las atravesadas manifiestan protoplastos coagulados y, como daño adicional, procesos degenerativos en los cloroplastos (MOTHES, SEITZ, 1982).

BIOLOGIA

Con la llegada de los días más cortos del otoño, las hembras de la araña dejan de alimentarse, pierden las características manchas laterales de su cuerpo y adquieren la tonalidad anaranjada de las invernantes, refugiándose entre la corteza del árbol huésped en la hojarasca o en lugares abrigados de otras plantas silvestres. Sin embargo, no toda la población de hembras pasa el invierno en diapausa, sino que una parte de ella, variable con el clima, puede seguir en vida activa, sobre la vegetación herbácea o arbustiva de los alrededores, con un ritmo de reproducción y alimentación más lento.

Las hembras invernantes abandonan sus refugios a finales del invierno, dirigiéndose a la vegetación herbácea, sobre la que, después de un corto período de alimentación, inician la puesta de huevos.

Después de una o dos generaciones emigran a los árboles que ya habrán echado las

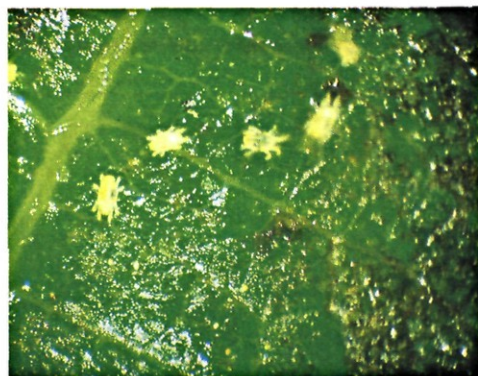


Fig. 36.—Arañas sobre una hoja de aliso.

hojas. En ellos se irán completando sucesivas generaciones hasta la llegada del otoño.

En nuestro país se pueden producir de 8 a 15 generaciones anuales, según la región y el clima.

Este tetraníquido teje abundante tela de seda en el envés de las hojas que coloniza y la coloca en diversas capas paralelas, unidas por hilos verticales; lo que asegura la protección de los huevos y las formas intermedias de desarrollo contra el viento, lluvia, etc. (figura 37).

Las temperaturas elevadas y la humedad relativa baja favorecen el ciclo del ácaro, al acortar el número de días necesarios para completar una generación. Por el contrario la lluvia es desfavorable no sólo por elevar la humedad relativa, sino por destruir las sedas y arrastrar al suelo a muchos individuos y huevos.

Por tanto, después de primaveras climáticamente favorables, y cuando las poblaciones



Fig. 37.—Ramillo de aliso totalmente cubierto por la tela de seda producida por las arañas.



Fig. 38.—Necrosis generalizada de una hoja de aliso fuertemente atacada por arañas.

alcanzan altos niveles de ataque, se producen masivas migraciones de individuos, que suspendidos de un hilo de seda son llevados hacia nuevos huéspedes sin colonizar. Estas masivas invasiones estivales son las que provocan intensas y graves defoliaciones.

PARASITOS Y PREDADORES

Entre los controladores naturales de la araña amarilla hay que citar los coccinélidos predadores como *Stethorus punctillum* WEISE, crisópidos como *Crysopa carnea* SCHNEID y ácaros de la familia de los fitoseidos pertenecientes a los géneros *Amblyseius*, *Metaseiulus*, *Phytoseiulus* y *Thyphlodromus*.

MÉTODOS DE CONTROL

Las consecuencias de la generalización de la lucha química contra las plagas sobre las poblaciones de ácaros, señaladas para *Panoonychus ulmi* (KOCH), son aplicables también para *T. urticae* y han conducido a la aplicación de programas de lucha integrada, que se traducen en las siguientes acciones:

Labores selvícolas de limpieza del matorral y eliminación de las malas hierbas durante la época en que, tras salir de los refugios invernales y mientras la planta huésped no ha brotado todavía, los ácaros se alimentan de esta vegetación.

Realización del menor número posible de tratamientos químicos contra otras plagas, en las épocas adecuadas, con las dosis mínimas recomendadas y con los productos más selectivos, con la finalidad de respetar en lo posible al complejo predador de este ácaro (FIELD, 1978).

Lucha química contra *T. urticae*, mediante

la aplicación de acaricidas específicos, tales como amitraz o cihexaestan.

Por último se están obteniendo razas de fitoseidos resistentes a insecticidas organofosforados y piretroides (SAMWAYS, 1979; STREIBERG, 1981; HOY et al., 1983) con el objeto de utilizarlas como controles biológicos dentro de los programas de lucha integrada.

Monosteira unicostata

(MULSANT y REY, 1852)

(COSTA, 1862)

SINONIMIAS

Monantia unicostata MULSANT y REY, 1862; *Monostira unicostata* (MULSANT y REY) HOVATH, 1906; *Monosteira pardoi* (WAGNER, 1961); *Monosteira ribesi* (WAGNER, 1961); *Monosteira ribesi* subsp. *alni* (WAGNER, 1961); *Monosteira buccata* HOVATH, 1902; *Monanthia aliena* FIEBER, 1861; *Monosteira aliena* (FIEBER) PUTON, 1879.

DESCRIPCION

El huevo es blanco, brillante y elíptico, de 0,7-0,8 mm. de largo por 0,17 mm. de ancho.

En su desarrollo presenta cinco estadios larvales; en todos ellos las larvas tienen rostro, cuya longitud varía muy poco (25-32 micras), el cuerpo presenta 12 segmentos adornados con apéndices negros, que responden a los siguientes tipos: tubérculos redondeados, que se vuelven cobrizos desde el tercer estadio y están situados en el eje mediano del dorso sobre los segmentos 5.º, 8.º y 11.º; tubérculo bífido a la altura de las patas intermedias; dos tubérculos en el vertex a la altura de los ojos; y entre el vertex y la parte anterior de la cabeza otros tres tubérculos, que en los últimos estadios adquieren la forma de conos alargados. Estos adornos, además de la coloración negra, están más o menos erizados

de cortas espinas y en sus extremos portan pelos mazudos o cupulados. Lateralmente en la base de cada segmento, existe una masa pilífera. En otras partes del cuerpo hay pelos cupulados y espinas simétricamente distribuidas. Las antenas y, sobre todo, el tercer artejo de las mismas se alargan según se van alcanzando los últimos estadios. En el momento de la muda las larvas tienen un color brillante; en el primer estadio el color es verde amarillento uniforme y en estadios posteriores aparecen placas negras y blancas con diseños más o menos complicados.

La edad de las larvas puede diferenciarse fácilmente atendiendo a su talla, por la composición de los adornos pilíferos de la base de los segmentos abdominales y por la longitud de los muñones alares.

En el primer estadio la longitud es de 0,40 mm. por una anchura de 0,18 mm.; la masa pilífera de la base de los segmentos está formada por dos pelos separados en la base, uno de extremidad mazuda y otro cupuliforme, ojos formados por cinco onmatidias de color rojo. En el segundo estadio la longitud es de 0,53 mm. y la anchura de 0,255 mm.; aparecen placas negras; la masa pilífera de la base de los segmentos presenta la misma composición que en el primer estadio, pero el pelo mazudo sale de un tubérculo muy aparente. El tercer estadio tiene unas dimensiones de 0,70 mm. por 0,35 mm.; ojos compuestos

muy salientes, formados por numerosas onmatidias; la masa pilifera está formada por tres pelos cupuliformes y un sólo pelo mazudo sobre un tubérculo, estos números aumentan de forma variable en la base del abdomen, los segmentos 2.º y 3.º están ligera y lateralmente montados. Las dimensiones del cuarto estadio son 0,95 mm. por 0,47 mm. y los muñones alares alcanzan la base del 5.º segmento. En el quinto y último estadio larval las dimensiones son 1,3 mm. por 0,65 mm. y los muñones alares llegan al 8.º segmento.

El adulto tiene una forma ovalada y de 2,0-2,5 mm. de longitud, comprendiendo la longitud de los hemiélitros, ya que éstos sobrepasan ligeramente la extremidad del abdomen; la mayor anchura es de 0,60-0,75 mm. a la altura de la base del pronoto. Tiene un color blanco en el momento de la última muda, pero rápidamente se vuelve amarillento, terminando de color amarillo marcado por marcas transversales pardo-oscuras y negras; la parte inferior del pronoto es negra y la del abdomen pardo-rojiza; la parte superior del pronoto y de los hemiélitros enteramente reticulada, esta reticulación está formada por células que van aumentando de tamaño según se avanza hacia la parte posterior del insecto.

La cabeza es pequeña, rojiza y de ojos pardo-rojizos compuestos y prominentes; en la frente tiene tres tubérculos espinosos, dispuestos en triángulo; el occipucio adornado por dos tubérculos divergentes más largos que los anteriores y dirigidos hacia delante. Las antenas constan de cuatro artejos, los dos basales cortos y gruesos, el tercero delgado y 10 veces más largo que ancho y el último mazudo; en los últimos artejos antenales el ápice es pardo.

El pronoto, combado transversalmente en el centro, termina en punta en su parte posterior y cubre el escutelo, estrechado anteriormente y de ápice poco más ancho que la base de la cabeza, se ensancha hacia atrás alcanzando su máximo a la altura de la inserción del segundo par de patas. Presenta una depresión subapical en forma de banda transversa, de color pardo, casi negro. A cada lado lleva una quilla, que se ensancha en la parte ante-

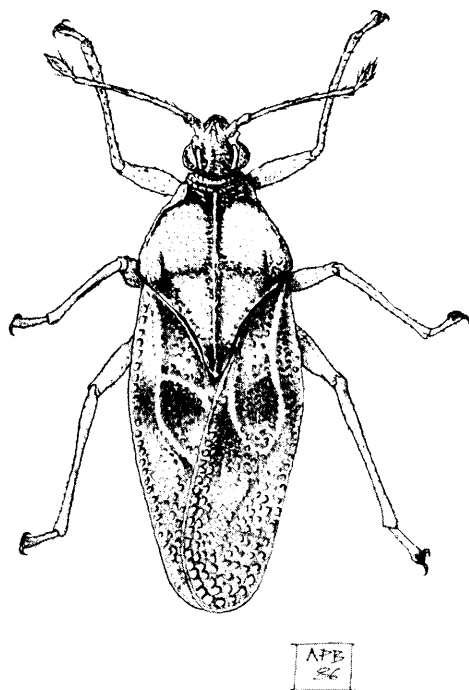


Fig. 39.—*Monosteira unicostata* (MULSANT y REY).

rrior a poca distancia de dicho extremo en forma de lóbulo semicircular, plegado sobre el lado. También posee una quilla media dorsal, de color amarillo, que está poco marcada en la parte media. Disco con los lados de color pardo oscuro, casi negro, y la parte restante de éste de color amarillo sucio y a cada lado una quilla con alguna mancha negruzca; ápice negro.

Hemiélitros con el margen formando una quilla de una fila de células, de ellas las anteriores más estrechas y cortas; de color amarillo con una mancha negra cuadrangular que llega a poca distancia de la quilla interna, otra triangular negra en el subápice de la coria; quilla externa bien marcada, con tres líneas quebradas pardo oscuras que no llegan al ápice de los hemiélitros.

Las patas son amarillentas con los ápices de tibias y tarsos oscuros.

El macho se diferencia perfectamente de la hembra por la presencia de parámetros muy desarrollados, curvos y más anchos en la base

que en el ápice, mientras que la hembra tiene el oviscapto bien desarrollado aunque éste quede casi oculto.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie circummediterránea, vive también en el Cáucaso y el Turquestán (BREMOND, 1938).

Monosteira unicostata (MULSANT y REY) fue descrita sobre ejemplares de Francia meridional, mientras que *M. aliena* (FIEBER) sobre material de Siria y Turquía, *M. buccata* HOVATH sobre especímenes de España, *M. pardoii* (WAGNER) de Marruecos, *M. ribesi* WAGNER de España, Marruecos y Sicilia, y *M. ribesi* subsp. *alni* (WAGNER) sobre ejemplares españoles (PERICART, 1981).

Probablemente está distribuida por toda la península ibérica, siendo muy abundante en el centro y levante peninsular, y escasa en la España atlántica (GÓMEZ MENOR, 1949-50).

En este estudio se han recogido ejemplares



Fig. 40.—Larvas de *Monosteira unicostata* y sus deyecciones.

en Arenas de San Pedro y Mijares (Avila); La Codosera (Badajoz); Castellar de Frontera y Jimena de la Frontera (Cádiz); Humanes (Guadalajara); Nerva (Huelva); Santa Elena (Jaén); San Martín de Valdeiglesias (Madrid); El Ronquillo (Sevilla) y El Alamín y La Iglesuela (Toledo).



Fig. 41.—Aspecto del follaje atacado por el tingo.



Fig. 42.—La desorganización fisiológica producida por los daños de *Monosteira unicastata* provoca un abarquillamiento inicial de las hojas.

PLANTAS HUESPEDES

Especie muy polífaga, característica de *Amygdalus communis* L. y *Pyrus communis* L. (BREMONT, 1938; GÓMEZ MENOR, 1949-50 y 1953-54; ROBERTI, 1975; PERICART, 1981), se la encuentra sobre salicáceas como *Populus alba* L. (GÓMEZ MENOR, 1949-50; PERICART, 1981); *Populus nigra* L. y *Populus tremula* L. (BREMONT, 1938; GÓMEZ MENOR, 1953-54), y *Salix* sp. (BREMONT, 1938; PERICART, 1981); rosáceas como *Prunus avium* L. (BREMONT, 1938; GÓMEZ MENOR, 1949-50; PERICART, 1981), *Cydonia oblonga* MILL., *Crataegus monogyna* JACQ., *Malus sylvestris* L. y *Pyrus mamorensis* TRAB. (BREMONT, 1938); y punicáceas como *Punica granatum* L., apocináceas del género *Nerium* y betuláceas como *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. (PERICART, 1981).

En este trabajo se la ha encontrado abundantemente sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en todas las localidades españolas citadas anteriormente.

DAÑOS

Los daños sobre las hojas del aliso son de tres tipos, los debidos a las picaduras de alimentación de los insectos, a la puesta y a las deyecciones (fig. 40).

Las picaduras de alimentación provocan la

aparición de manchas amarillentas puntiformes; posteriormente las hojas se van secando y caen al suelo pudiendo llegar a defoliar totalmente al árbol (fig. 41).

La hembra al efectuar la puesta abre con el oviscapto una herida en el parénquima y deposita en su interior el huevo, que al agrandarse, antes de eclosionar, comprime y altera las células parenquimáticas vecinas y después de la eclosión queda abierta, formando un cráter y siendo una vía de entrada de enfermedades foliares.

Las deyecciones del insecto forman manchas negras, que quedan adheridas a la epidermis foliar y pueden llegar a cubrir la mayor parte de la superficie de la hoja, lo que da origen, al tapar los estomas, a la interrupción del intercambio de gases necesarios para la correcta realización de las funciones fisiológicas de la respiración y la fotosíntesis.

Los daños foliares más intensos tiene lugar en las últimas generaciones, no sólo por ser más numerosas, sino también por la acumulación de daños de las anteriores (fig. 43).

BIOLOGIA

Esta especie pasa el invierno en forma adulta, refugiada en las resquebrajaduras de las cortezas de los árboles y en grupos más o menos numerosos y compactos.

Con la llegada de la primavera los individuos invernantes emigran al envés de las hojas, donde, bien aislados o en pequeños grupos de hasta cuatro individuos, se alimentan succionando la savia a través de su aparato bucal chupador.

Tras aparearse la hembra efectúa la puesta en el envés de las hojas y a los lados de la nerviación principal, insertando los huevos aislados o en grupos en el parénquima mediante el oviscapto. Cada hembra deposita de 6-15 huevos en una sola hoja, llegando a poner un total de 70 en promedio. El período de incubación dura de 15-18 días en primavera y 10-12 días en verano.

En su desarrollo larval presenta cinco estadios de duración muy variable, dependiendo de las condiciones climáticas. Generalmente presenta cuatro generaciones, la primera se inicia en abril, la segunda en junio, la tercera



Fig. 43.—Detalle del daño que provoca el insecto en las hojas.

en julio y la cuarta en agosto, que alcanza el estado adulto en octubre y se refugia para invernarse con los primeros fríos.

MÉTODOS DE CONTROL

Desde hace años el control de las poblaciones de este tñgido ha despertado gran interés en los entomólogos agrícolas por los importantes daños que causa en las plantaciones de almendros. Desde entonces hasta nuestros días ha habido unanimidad de criterios respecto al momento más adecuado para actuar, que es cuando las hembras invernantes inician la puesta y/o están presentes los primeros estadios larvales de la primera generación de primavera, evitando así los posteriores incrementos de población y sus consiguientes daños.

Sin embargo, respecto a los productos insecticidas a emplear ha existido una constante evolución y sólo en los últimos años se ha

impuesto la moderación en el número de aplicaciones anuales con el fin de respetar en lo posible a la fauna útil.

Así, BREMOND (1938) recomienda pulverizaciones sucesivas con caldos formulados a base de nicotina contra las larvas y adultos durante la época vegetativa de la planta, o tratamientos invernales contra los adultos en diapausa a base de pulverizaciones de emulsiones de aceites antracénicos o soluciones de ortodinitrocresilato de sodio, ambos de dudosa eficacia práctica.

MARTELLI (1959) recomienda la pulverización con paration, aunque la elevada toxicidad de este producto obliga a especialistas como MONACO (1972) a buscar otros productos menos lesivos para el ecosistema, tales como metil-demeton y propoxur, que aunque eliminan a la fauna útil después del tratamiento, un mes más tarde no existen diferencias significativas entre las poblaciones útiles de la zona tratada y de la testigo. Hay que su-

poner que lo mismo habría sucedido con la plaga.

Efectivamente, es un hecho que, tras un tratamiento insecticida contra *M. unicostata*, se obtienen magníficos resultados inmediatos casi con cualquier producto organofosforado (dimetoato, fenitrothion, malation, etc.) y que,

poco tiempo después, la zona tratada es colonizada por los adultos de las áreas vecinas. Solamente, un tratamiento insecticida total de una extensa área geográfica podría asegurar la eficacia de la medida de control, al menos durante la mayor parte del período vegetativo de la planta huésped.

Elasmucha grisea

LINNAEUS, 1758

SINONIMIAS

Acanthosoma grisea (LINNAEUS); *Clinocloris grisea* (LINNAEUS); *Elasmotethus interstictus* REUT.; *Elasmotethus grisea* (LINNAEUS).

DESCRIPCION

Adulto de forma alargada de una longitud de 7-8 mm. y una anchura máxima de 4-4,5 mm., que corresponde al pronoto. La cabeza obtusa y ojival, con búcula larga y poco saliente, rostro fino. Pronoto exagonal, con los ángulos laterales puntiagudos. Mesosterno provisto de una quilla entre las coxas anteriores e intermedias; a esta quilla se le une otra perteneciente al segundo segmento abdominal proyectándose hacia adelante entre las coxas posteriores. Los tarsos tienen dos artejos. Conexivo poco saliente. De coloración variable, amarilla o grisácea con algunas tonalidades rojizas en los hemielitros. El tegumento es brillante con puntos negros hendidados sobre la parte dorsal y en la ventral en el tórax, por el contrario la parte ventral del abdomen carece de puntos y es de color amarillo.

El huevo, ovalado mide 1,0 mm. de largo por 0,5 mm. de ancho. En la puesta los huevos están pegados entre sí por una masilla pegajosa incolora que segrega la hembra y a la cual están unidas pequeñas partículas de tierra. El corion es muy delgado y débil, de es-

tructura parecida a un panal de abejas, de celdas irregulares y las que rodean al micropilo muestran grandes deformidades.

Tiene cinco estadios larvales o ninfales:

Primer estadio.—Mide 1,24 mm. de largo y 0,88 mm. de ancho; tiene una forma oval; el color oscila del marrón pálido al marrón rojizo; la cabeza y el pronoto son algo más oscuros; antenas con cuatro artejos; parte posterior del pronoto y mesonoto rectilínea, mientras que la del metanoto está recogida en el centro hacia el mesonoto; línea amarilla centro-dorsal desde el final de la cabeza hasta

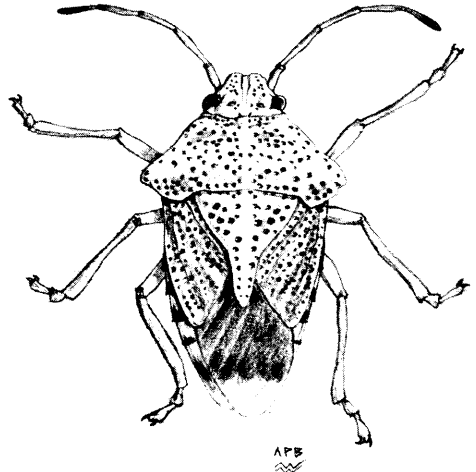


Fig. 44.—*Elasmucha grisea* LINNAEUS.

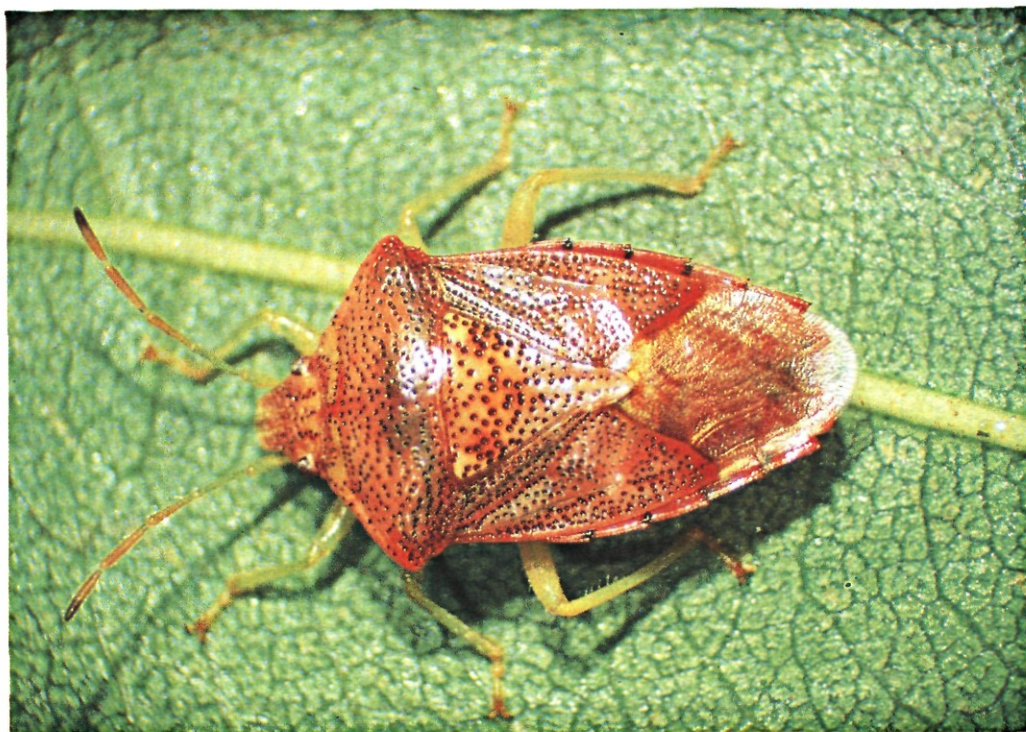


Fig. 45.—Imago de *Elasmucha grisea* L.

el último segmento abdominal; glándulas dorsales conspicuas colocadas en los segmentos abdominales tercero, cuarto y quinto; el rostro se alarga hasta el tercer segmento abdominal.

Segundo estadio.—Mide 2,45 mm. de largo y 1,39 mm. de ancho; la cabeza es alargada y dura, con la frente en forma de cuña; el color de la cabeza oscila del marrón oscuro al rojo con dos líneas paralelas rojizas, ojos de color rojo brillante, el pronoto y el mesonoto son amarillos con dos bandas marrones a ambos lados y el metanoto es estrecho y asoma solamente a la altura de las dos bandas laterales, la glándula dorsal es muy llamativa y es de color marrón oscuro.

Tercer estadio.—Mide 3,1 mm. de largo y 2 mm. de ancho; la coloración de la larva en este estadio es muy variable.

Cuarto estadio.—Mide 4,1 mm. de largo y 2,6 mm. de ancho; la característica principal de este estadio es el vigoroso y extraordinario

desarrollo del mesonoto que llega hasta el primer segmento abdominal.

Quinto estadio.—Mide 6 mm. de largo y 4 mm. de ancho; de coloración general marrón amarillenta y dibujos que van del marrón al rojizo; la cabeza es amarillenta con rayas paralelas rojas; el pronoto parece dividido por la mitad y muestra también bandas oscuras a ambos lados; el mesonoto se extiende hasta el final del tercer segmento abdominal y tiene dos bandas oscuras; bordes del conxivo muy marcados; glandulas dorsales muy aparentes; ventralmente es de color amarillento, marrón oscuro en la cabeza y a ambos lados del tórax.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie europea, ha sido citada en Alemania (JENSEN-HAARUP, 1907; SCHUMACHER, 1917), Bélgica (SCHOUTEDEN, 1903), Francia

(REIBER y PUTON, 1877; PIERRE, 1903), Reino Unido (HELLINS, 1870 y 1872).

En este trabajo se la ha encontrado en La Iglesiasuela (Toledo).

PLANTAS HUESPEDES

Se la ha citado sobre especies pertenecientes a los géneros *Alnus*, *Betula*, *Crataegus*, *Fagus*, *Fraxinus*, *Populus*, *Quercus* y *Tilia* (MELBER et al., 1981) y sobre *Carpinus betulus* L. (JORDAN, 1958). Sin embargo, muestra una marcada preferencia por *Betula pubescens* EHRH., *Betula verrucosa* EHRH. y *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. (JORDAN, 1958).

La cita de Toledo corresponde a *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN.

DAÑOS

Las picaduras de estas chinches provocan una pequeña lesión en el parénquima de la



Fig. 46.—Adulto de *Elasmucha grisea* L. sobre el peciolo de una hoja.



Fig. 47.—Larvas de primeros estadios.



Fig. 48.—Las larvas de una misma puesta muestran un acusado gregarismo defensivo.

hoja en forma de punto oscuro y la acumulación de picaduras en una misma zona de la planta huésped acaba secándola.

Sin embargo, es en las infrutescencias en maduración donde los daños son más importantes, pudiendo llegar a dejar estériles a los árboles afectados durante ese período vegetativo (MELBER, KLINDWORTH, SCHMIDT, 1981).

BIOLOGIA

Los imagos invernan bajo la hojarasca del bosque, hacen su aparición a principios de la primavera, durante el mes de abril y principios de mayo, y es durante este mes cuando inician la época de celo que dura hasta junio, en este período tienen lugar las prolongadas cópulas, que duran de 10 a 18 horas.

Tras la cópula las hembras efectúan la puesta durante un período de tiempo muy corto, ya que depositan el total de los huevos en menos de una hora y en un mismo lugar elegido por la hembra. La cantidad de huevos que puede llegar a poner una hembra oscila entre 32 y 52, con un promedio de 40. Desde el inicio de la puesta hasta su eclosión las hembras permanecen vigilando los huevos. Estos tienen un período de incubación de 10-15 días, según las temperaturas.

Las larvas más tempranas suelen aparecer a últimos de mayo o principios de junio. La eclosión tiene lugar por la presión interna que ejerce la larva sobre el huevo, que se ras-

ga longitudinalmente, y suele quedar pegado durante algún tiempo al cuerpo de la larva. Después de todo esto las larvitas se desplazan a las hojas donde se agarran fuertemente.

Las larvas tienen una gran sociabilidad permaneciendo agrupadas y desplazándose en pequeños grupos de 5 a 8 individuos a cortas distancias para alimentarse, en primeros estadios hasta 20 cm., y posteriormente regresan al mismo lugar donde la hembra madre las vigila y protege del ataque de otros insectos. Solamente cuando se ha secado la zona de alimentación se produce el desplazamiento de la madre y su prole a otra zona, donde el alimento esté fresco. Durante la noche las larvas se refugian debajo del cuerpo materno (figs. 48 y 49).

Como todos los hemípteros el desarrollo larvario pasa por cinco estadios, de duración muy variable pero que en general tardan una semana de tiempo en pasar de un estadio al siguiente, dependiendo de las temperaturas y de la presencia de las necesarias sustancias nutritivas en el alimento fresco.

A mediados de julio aparecen los primeros imagos pertenecientes a la primera generación del año, que se juntan con los adultos que pasaron el invierno y fueron sus progenitores.

A principios de agosto se inicia la segunda generación que culminará con la aparición de



Fig. 49.—La hembra siempre se encuentra en las proximidades de su prole.

los adultos a últimos de septiembre, que en octubre o noviembre se refugian en la hojarasca para pasar el invierno.

El comportamiento social de esta especie está cimentado en la comunicación que existe entre los individuos adultos mediante sonidos de baja frecuencia, 21-83 Hz., imperceptibles para el hombre (JORDAN, 1958), y entre la hembra madre y su descendencia, a la que protege hasta el cuarto estadio, la cohesión de individuos está asegurada por la liberación de una sustancia que deja un rastro de olor en la superficie por la que se desplaza la larva o la hembra. Además, existe una secreción de alarma, que provoca el desplazamiento inmediato y directo de la hembra madre hacia el origen del olor, mientras que las larvas reaccionan agrupándose organizadamente y los jóvenes adultos reaccionan dejándose caer al suelo (MASCHWITZ, GUTMANN, 1979).

PARASITOS Y PREDADORES

El comportamiento social de esta especie ha mostrado que la protección sobre el parasitismo de huevos y larvas llevado a cabo por las hembras-madres puede llegar hasta el 100 % de efectividad y los únicos parásitos que se encuentran son de larvas de últimos estadios y adultos, como es *Subclytia rotundiventris* (Diptera, Tachinidae) (MELBER, HOLSCHER, SCHMIDT, 1980).

Sin embargo, la eficacia de este comportamiento social no es tan elevado en el caso de los predadores, que son muy numerosos entre arácnidos e insectos.

METODOS DE CONTROL

Normalmente innecesarios, aunque si lo fuese se pueden emplear productos como bromofos, lindano, malation o triclorfon.

Pterocallis alni

(DE GEER, 1773)

SINONIMIAS

Aphis alni DE GEER, 1773; *Callipterus alni* KOCK, 1854; *Pterocallis alni* PASSERINI, 1860; *Subcallepterus alni* MORDWILKO, 1908; *Myzocallis alni* THEOBALD, 1927.

DESCRIPCION

Hembras vivíparas apteras.—Coloración blanco amarillenta o verde amarillenta. Apices de los antenómeros y de los tarsos de color negro. Fémur posterior con mancha negra en la cara externa. Cornículos negros con la base pálida. Pelos dorsales del cuerpo de color pálido. Las antenas son 0,6-0,8 veces la longitud del cuerpo; el flagelo, formado por los antenómeros III al VI, tiene una longitud 1,5 veces superior a la de la tibia posterior; proceso terminal del último antenómero 0,5-0,8 veces la longitud de la base del mismo (b. VI); antenómero III con 1-2 pelos antenales más largos sobre el lado interno de su mitad basal; otros pelos antenales mucho más cortos y menos aparentes.

Hembras vivíparas aladas.—Apices de los antenómeros negros. Fémur posterior con mancha negra como en el caso de las hembras ápteras. Cornículos negros con la base más pálida. Pelos finos y puntiagudos. Pelos antenales apenas visibles; antenómero III con 2-5 sensorios bastante grandes sobre su mitad basal; flagelo, formado por los antenómeros

III al VI, de una longitud 15-17 veces superior a la del artejo apical del rostro; antenómero VI de longitud 9,5-12,5 veces su anchura máxima. Carece de sector radial en el ala anterior o parte distal presente; segunda vena cubital más oscura que las otras venas y rodeada en su base por una mancha negra triangular.

Hembras ovíparas.—De coloración amarilla, son muy parecidas a las hembras vivíparas ápteras. Tiene placas de glándulas cerígenas subcorniculares, constando de facetas triangulares. Tibias posteriores fuertemente abultadas, con numerosos sensorios. Placa anal redondeada, no bilobulada.

Machos alados.—Similar a la hembra alada, tiene el antenómero III con 11-14 sensorios secundarios en una hilera a lo largo de todo el artejo; antenómero IV con 5-7 sensorios y los antenómeros V y VI también con unos pocos sensorios.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie holoártica muy extendida por Europa, desde Suecia, Noruega y Finlandia por el norte, hasta el sur de España y Portugal en su límite sud-occidental y por el oriente en URSS y Turquía. Está presente en las Islas Británicas.

Fue introducido por el hombre en EE.UU., Canadá y Nueva Zelanda (HEIE, 1982), en Chile (CARRILLO, 1980) y Australia (CARVER, 1980).

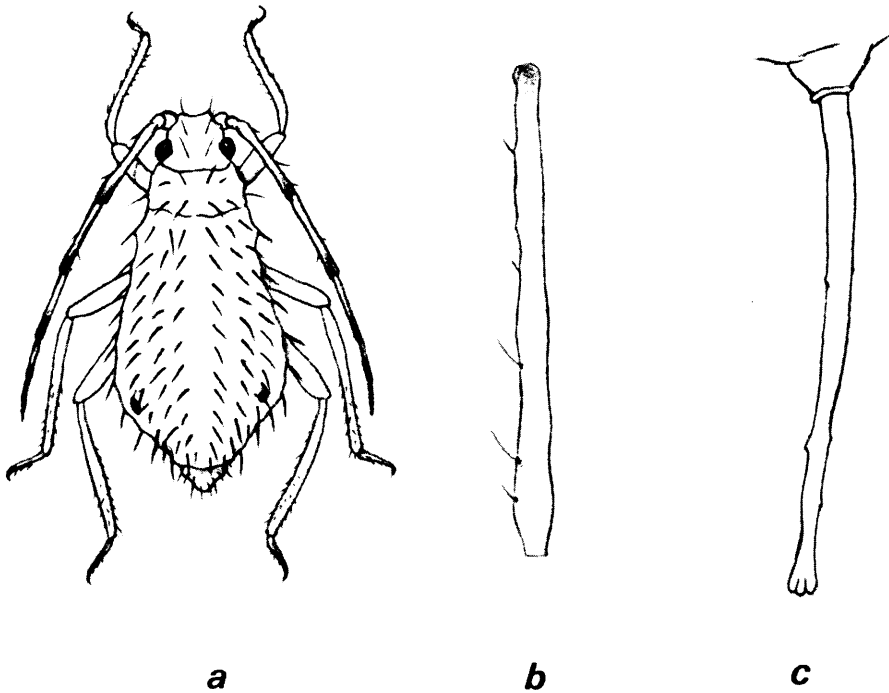


Fig. 50.—*Pterocallis alni* (DE GEER): a) vivipara áptera; b) antenómero III de vivipara áptera; c) pelo dorsal del cuerpo (DE HEIE, 1982).

En España ha sido citado en Madrid (GÓMEZ MENOR, 1958 y 1965), Salamanca (NIETO NAFRIA, 1974; MIER DURANTE y NIETO NAFRIA, 1978), Zamora (MIER DURANTE, 1978), Vascongadas (NIETO NAFRIA y MIER DURANTE, 1981), Orense (MIER DURANTE y NIETO NAFRIA, 1982) y León (LÓPEZ RODRÍGUEZ y NIETO NAFRIA, 1983).

En el presente trabajo se han obtenido ejemplares de Mijares (Avila), Elizondo (Navarra) y El Alamín y La Iglesiasuela (Toledo).

PLANTAS HUESPEDES

Sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. aunque en ocasiones se le ha encontrado sobre *A. incana* (L.) MOENCH (MORRIS, 1983; PATTI, 1983) y sobre *A. rugosa* (D. ROI) SPRENGEL (MORRIS, 1983).

DAÑOS

Los pulgones extraen de los tejidos foliares importantes cantidades de savia, lo que provoca, cuando la población es suficientemente alta, una depresión vegetativa intensa.

BIOLOGIA

Vive en el envés de las hojas de la planta huésped, sin formar colonias, esto es de una manera más o menos dispersa. No son visitados por las hormigas.

Especie holocíclica, a partir de los primeros días de otoño se pueden encontrar los primeros individuos sexuados, cuyas hembras ponen los huevos, en forma de los cuales la especie pasa el invierno. Con la llegada de la primavera estos huevos dan lugar a las larvas que se desarrollarán hasta alcanzar la forma

de hembras vivíparas ápteras fundadoras, que mediante una reproducción partenogenética dan lugar a hembras vivíparas ápteras fundatrígenas. Después de varias generaciones de fundatrígenas aparecen individuos alados que pueden efectuar vuelos de colonización hacia otras alisedas; estas fundatrígenas aladas aseguran la dispersión de la especie. A principios de otoño aparecen unas hembras partenogenéticas, llamadas sexúparas que dan lugar a la generación sexual de machos y hembras, las cuales después de ser fecundadas por los primeros pondrán el huevo de invierno que cierra el ciclo.

PARASITOS Y PREDADORES

Trioxys pallidus (HALLIDAY) (Hym., Aphidiidae) es parásito de este pulgón (EVENHUIS, 1976).

METODOS Y CONTROL

HAMEL (1983) recomienda para el control de áfidos de frondosas, tan pronto como éstos aparezcan sobre las hojas, las pulverizaciones con los siguientes productos insecticidas: acefato, carbaril, carbofenotion, clorpirifos, demeton, diazinon, dicrotofos, dimetoato, endosulfan, etion, fention, malation, metilazinfos, metil oxidemeton y naled; así como aplicaciones al suelo de aficidas sistémicos formulados en gránulo como acefato y disulfoton.

No obstante, el uso de insecticidas específicos como etiofencarb y pirimicarb es más recomendable, así como las aplicaciones al suelo de formulados en gránulo de disulfoton o etiofencarb.

Pterocallis maculata

(VON HEYDEN, 1837)

SINONIMIAS

Aphis maculata VON HEYDEN, 1837.

DESCRIPCION

Hembra vivípara áptera.—De coloración verde o amarillenta y con un diseño dorsal,

más o menos inconfundible, de bandas transversales verde oscuras. Apices de los antenómeros y de los tarsos de color negro. Fémur posterior con una mancha negra. Terminación discal de los cornículos de color negro. Pelos dorsales del cuerpo pigmentados, situados sobre escleritos pálidos y poco aparentes.

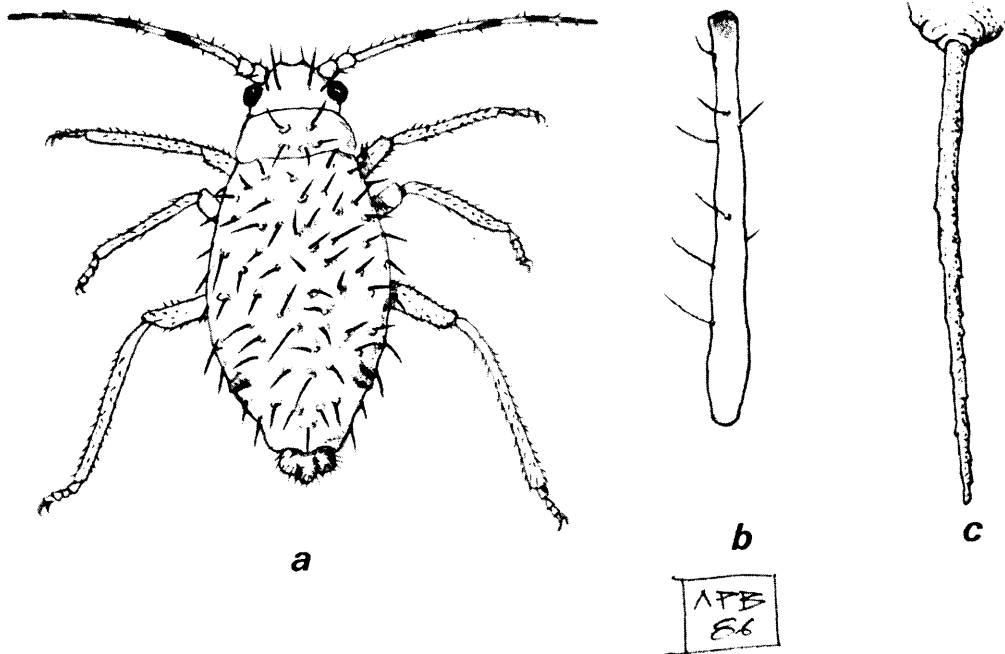


Fig. 51.—*Pterocallis maculata* (VON HEYDEN): a) vivípara áptera; b) antenómero III de vivípara áptera; c) pelo dorsal del cuerpo (DE HEIE, 1982).



Fig. 52.—Vivípara áptera de *Pterocallis maculata*.

Las antenas tienen 0,4-0,6 veces la longitud del cuerpo; proceso terminal del último antenómero con una longitud 0,5 veces la base del mismo (b. VI); antenómero III con 0-2 sensorios secundarios, normalmente con 3 pelos largos en su cara interna, el pelo más distal está ubicado en la mitad distal del artejo; otros pelos antenales algo más cortos, sin embargo, bastante fuertes y aparentes.

Hembra vivípara alada.—De abdomen verdoso con marcas verdes es muy parecida a su homóloga de *Pterocallis alni* DE GEER, de la que se diferencia por tener un flagelo, formado por los antenómeros III al VI, 10-11 veces la longitud del artejo apical del rostro y la longitud del antenómero VI 7,5-9 veces mayor que su anchura máxima.

Hembra ovíparas.—De color verde claro con bandas transversales dorsales oscuras sobre el abdomen. Pelos dorsales del cuerpo largos y negros. La mitad basal o las dos terceras partes de la tibia posterior débilmente abultadas, con alrededor de 50 sensorios secundarios.

Machos ápteros.—De color parduzco con bandas transversales oscuras en el abdomen.

Pelos dorsales del cuerpo largos y negros. Longitud de la antena 0,75 veces la del cuerpo; 6-9 sensorios secundarios en el antenómero III y 2-4 sobre el antenómero IV y sobre el V.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Holoártico, bastante extendido por Europa, aunque menos común que *Pterocallis alni* DE GEER. Según HEIE (1982) ha sido detectado en Alemania, Finlandia, Hungría, Polonia, Portugal, Reino Unido, Suecia y URSS. Ha sido encontrado también en Grecia (REMAUDIÈRE, 1982) y en España en las provincias de Salamanca (NIETO NAFRIA, J. M., 1974), Zamora (MIER DURANTE, 1978), Vascongadas (NIETO NAFRIA y MIER DURANTE, 1981) y León (LÓPEZ RODRÍGUEZ y NIETO NAFRIA, 1983).

En este estudio ha sido detectado en Elizondo (Navarra) y en La Iglesuela y El Alamin (Toledo).

PLANTAS HUESPEDES

Sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN., aunque hay autores que lo citan sobre el género *Alnus* (REMAUDIÈRE, 1982).



Fig. 53.—*Pterocallis maculata* forma colonias en el envés de las hojas, que son visitadas por las hormigas.

DAÑOS

Similares a los que provoca *Pterocallis alni* DE GEER.

BIOLOGIA

Aparece formando colonias, ubicadas a lo

largo de los nervios del envés de las hojas de la planta huésped. Son visitados por las hormigas (fig. 53).

METODOS DE CONTROL

Los mismos de *Pterocallis alni* DE GEER.

Paranthrene tabaniformis

(ROTTEMBURG, 1775)

SINONIMIAS

Sphinx tabaniformis ROTTEMBURG, 1775.

DESCRIPCION

Con una envergadura alar de 20 a 35 mm. presenta la cabeza de color negro con bandas verticales blancas delante de cada ojo y un anillo occipital amarillo. Las antenas son de color negro y están fuertemente bipectinadas en el macho. El tórax es negro, con una fina pubescencia amarillenta y con puntos pequeños de color amarillo en la base y cerca del borde exterior del patagio. Patas con las tibias posterior y mediana de color amarillo anaranjado, bandeadas en negro.

Las alas anteriores, casi completamente, cubiertas de escamas pardo oscuras; lista costal negruzca violácea; en la base de las alas aparecen áreas hialinas y siempre las venas y el termen son oscuros. El abdomen es oscuro con bandas dorsales amarillas sobre los segmentos segundo, cuarto y sexto, y sólo en los machos en el séptimo.

Los huevos son elipsoidales, aplastados y algo deprimidos en ambas caras, miden 0,9 mm. de longitud y 0,6 mm. de anchura; son de color negro mate, de superficie reticulada y consistencia coriácea.

La oruga desarrollada mide hasta 25 mm. de longitud, de cabeza y placa protorácica de color marrón oscuro y cuerpo blanco-

amarillento con setas simples oscuras, dorsalmente muestra una línea dorsal oscura, que no es otra que el vaso dorsal que se trasluce.

La crisálida es marrón amarillenta clara, con la cabeza y el tórax más oscuros. En los segmentos abdominales aparecen dos filas de duras espinas dorsales, salvo en los segmentos octavo y noveno del macho y en la hembra en los segmentos anteriores y en el séptimo, que lleva una sola fila. En el último segmento abdominal hay dos arcos endurecidos con cinco dientes cada uno.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Presente en toda Europa Central y Meridional, se extiende por Asia y a través de Si-



Fig. 54.—*Paranthrene tabaniformis* (ROTT.).



Fig. 55.—Vista lateral de un adulto de *Paranthrene tabaniformis*.

beria hasta China. Se la conoce también en el norte de Africa y fue introducida en el Nuevo Mundo a mediados de este siglo.

En España está presente en toda la Península y en este estudio se la ha localizado en las siguientes localidades: Avila: Mijares; Guadalajara: Humanes, y Toledo: El Alamin.

PLANTAS HUESPEDES

Se la ha citado sobre especies de los géneros: *Betula*, *Salix* y *Populus* (BARBEY, 1925; CADAHIA, 1958; G. VIEDMA, 1970; VUOLA y KORPELA, 1977; LASTUVKA, 1983).

Sobre especies del género *Alnus* ha sido citado por G. VIEDMA, 1970 y BACHILLER et al. 1981. En este trabajo se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

La oruga xilófaga excava galerías en los troncos y ramas de la planta huésped y su ataque no sólo afecta al porte del árbol y a la calidad de la madera, sino que también afecta al crecimiento por la pérdida de savia que sale por los orificios de las galerías, que además es frecuentemente colonizada por hongos y bacterias generalmente saprofitas.

Debido a la reacción de los tejidos en la zona de penetración y de los primeros daños, se forman engrosamientos con aspecto de chancros, que son más aparentes en los troncos delgados y ramas.

Las galerías excavadas en troncos delgados o incluso en los gruesos muy atacados provocan una pérdida de resistencia en los mismos, quebrándose bajo la acción del viento.

BIOLOGIA

Es variable según las condiciones climáticas de la región. Los imagos vuelan desde fi-



Fig. 56.—Vista dorsal de un adulto de *Paranthrene tabaniformis*.



Fig. 57.—Oruga de *Paranthrene tabaniformis*.

nales del mes de mayo hasta finales de agosto, con un máximo desde mediados de junio hasta mediados de julio. Las hembras, que pueden llegar a poner hasta 150 huevos, llevan a cabo la puesta en la corteza de troncos y ramas, utilizando las heridas o grietas que pudiera tener, donde coloca un único huevo. Sin embargo, la mayoría de las puestas están colocadas en la parte baja de los troncos y hasta unos dos metros de altura. Tras una incubación de 10 ó 12 días nacen las orugas que penetran inmediatamente bajo la corteza haciendo una cámara sobre la albura y permanece algún tiempo alimentándose de los tejidos corticales. Posteriormente las galerías inician una dirección radial respecto al tronco, para después volverse longitudinalmente ascendentes. Durante el invierno cesa en su actividad y la reanuda en primavera; al final de la cual alcanza su máximo desarrollo y



Fig. 58.—Capturas de imagos en una trampa cebada con feromona sexual.

crisalida, tras preparar una galería de crisalidación con un orificio al exterior taponado con hilos de seda y serrines. A los 20 días emerge el adulto.

PARASITOS Y PREDADORES

Entre los parásitos cabe citar los himenopteros ichneumonídeos *Paniscus testaceus* GRAV., *Phaeogenes sesiae* Mocs., y *Meniscus setosus* Mocs., así como el díptero taquinídeo *Leskia aurea* FALL. (BACHILLER et al., 1981).

La predación de larvas y crisálidas por picos y pájaros carpinteros es muy intensa, como prueba quedan las heridas que éstos provocan en los troncos en su búsqueda del perforador.

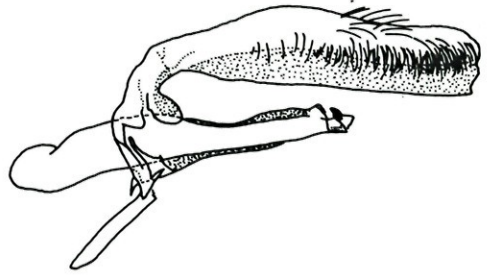


Fig. 59.—Andropigio de *Paranthrene tabaniformis* (ROTT.) (según FIBIGER y KRISTENSEN, 1974).

METODOS DE CONTROL

Entre las medidas culturales cabe citar la eliminación de los árboles infestados, que pudiera haber en las proximidades de la plantación a proteger. Asimismo, la corta y quema de ramas atacadas es recomendable.

La existencia en el mercado de un formula- do comercial de la feromona sexual permite no sólo realizar un seguimiento más preciso de la curva de vuelo de los imagos, sino también el control de poblaciones poco numerosas, mediante la captura masiva de machos en trampas engomadas cebadas con la feromona (VOERMAN y WOLITERS, 1980; DU et al., 1984; Du et al., 1985) (fig. 58).

En el caso de graves ataques, se puede realizar una pulverización primaveral de tron-

cos y ramas hasta los 3 m. de altura con una emulsión de aceite de verano 53 % y paration 10 %. Como medida preventiva contra la siguiente generación se pueden realizar pulverizaciones sucesivas con fention 50 % en los troncos y hasta una altura de 3 m.; estos tratamientos se deben iniciar a los 15 días de recoger las primeras capturas en las trampas de feromona y repetirlos a intervalos de 5 semanas.

En el caso de bajas infestaciones se pueden

introducir algodones empapados en fention o dimetoato en las galerías larvarias, que son fácilmente localizables por el serrín que se acumula bajo ellas. Esta actividad se puede realizar desde el mes de septiembre hasta la primavera siguiente.

HAMEL (1983) recomienda el control de aegíridos mediante la incorporación al suelo de formulados granulados de insecticidas sistémicos como aldicarb o carbofurano.

Sesia apiformis (CLERCK, 1759)

SINONIMIAS

Sphinx apiformis CLERCK, 1759; *Trochilium apiformis* (CLERCK, 1759); *Aegeria apiformis* (CLERCK) FABRICIUS, 1807; *Sphecia apiformis* (CLERCK) HUBNER, 1819; *Eusphesia apiformis* (CLERCK) LE CERF, 1937.

DESCRIPCION

La envergadura alar es de 35-46 mm., la cabeza es amarilla y en los machos la antena es lamelada. El tórax es de color marrón rojizo, salvo en la porción anterior de la tégula que es amarilla; en el borde posterior de la cresta mesotorácica aparecen trazos amarillentos. Las patas son pardo-rojizas, con los fémures medianos y posteriores amarillos.

En las alas anteriores la costa y el punto distal cubiertos de escamas pardo-rojizas; parches de escamas de esta coloración pueden aparecer en cualquiera de las áreas transparentes de las alas anteriores. Las alas posteriores son hialinas. Los cilios de ambas alas son marrón ferruginoso en las hembras y más oscuros en los machos.

El abdomen es marrón negruzco en el segmento tercero y las divisiones entre segmentos, y en el resto de los segmentos amarillo.

El huevo es de color rojizo terroso claro, de cubierta dura y finamente granulada; de forma redondeada tiene unas dimensiones de 0,75 × 0,60 mm.

La oruga desarrollada mide 40-50 mm. de longitud, la cabeza es marrón y las prominentes mandíbulas se vuelven negras en su extremo; la cabeza es retractil, introduciéndose dentro del protórax, que está ligeramente esclerotizado. El cuerpo es blanco amarillento, arrugado y con el vaso dorsal bastante visible, espiráculos bordeados de marrón.

La crisálida alcanza una longitud de hasta 33 mm. Es de color marrón rojizo oscuro y está dotada de hileras de espinas dirigidas hacia atrás en el dorso de los segmentos abdominales.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Presente en el oeste y centro de la Región Paleártica. Fue introducida en Norteamérica de forma accidental.



Fig. 60.—Adulto de *Sesia apiformis* (CLERCK).



Fig. 61.—Adulto de *Sesia apiformis* en posición de reposo.



Fig. 62.—Oruga de *Sesia apiformis*.

Ampliamente representada en la Península Ibérica; en este trabajo se la ha localizado solamente en Toledo: La Iglesuela.

PLANTAS HUESPEDES

Citada sobre especies botánicas pertenecientes a los géneros *Betula*, *Populus* y *Salix* (BARBEY, 1925; CADAHIA, 1958; POSTNER, 1962; G. VIEDMA, 1970; LASTUVKA, 1983) lo ha sido también sobre *Alnus* spp. (G. VIEDMA, 1970).

En este trabajo se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en la localidad anteriormente citada.

DAÑOS

Prefiere atacar árboles de diámetros mayores a los que coloniza *Paranthrene tabaniformis*, por lo que sus daños suelen pasar desapercibidos en los árboles desarrollados, ya que tan sólo se aprecian las salidas de las galerías de pupación, que quedan disimuladas



Fig. 63.—Oruga de *Sesia apiformis* en su capullo de crisalidación.

entre las rugosidades de la corteza de la base de los troncos. Sin embargo, en ocasiones ha causado la muerte de árboles viejos (CHRYS-TAL, 1937).

BIOLOGIA

El adulto vuela durante los meses de mayo a junio. Las hembras llevan a cabo la puesta en grietas de la corteza u orificios viejos de emergencia en la base de los troncos de la planta huésped; normalmente en un número muy abundante, pues los huevos están des-

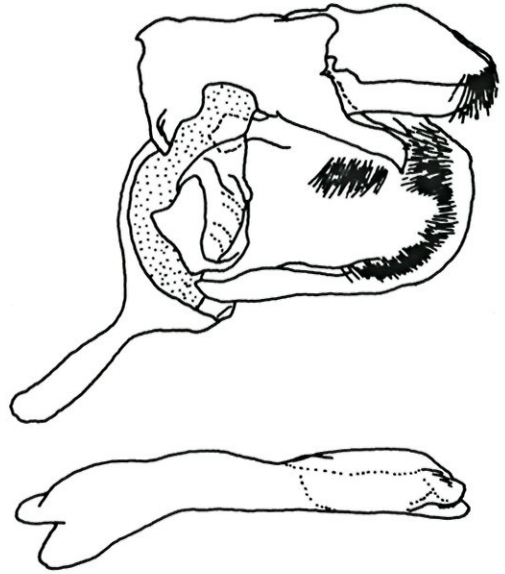


Fig. 64.—Andropigio de *Sesia apiformis* (CLERCK) (según FIBIGER y KRISTENSEN, 1974).

provistos de protección y de sustancias adherentes, por lo que muchos caen al suelo. Cada hembra puede poner unos 2.000 huevos. Tras una incubación de tres semanas emergen las oruguitas, que penetran en el árbol a través de la corteza hasta alcanzar la madera, donde hacen galerías generalmente descendentes. Inverna en estado de oruga y completa su desarrollo en la primavera siguiente. En el mes de abril crisalida, tras preparar una salida taponada con serrín, dentro de un capullo acartonado (fig. 63).

PARASITOS Y PREDADORES

Están citados sobre esta especie los ichneumónidos parásitos: *Amblyteles funereus* FOURCR., *Cryptus pseudomymus* TSCH. y *Meniscus setosus* FOURCK. (POSTNER, 1962). Entre los braconidos se encuentra *Bracon mediator* NEES. (BACHILLER et al., 1981).

METODOS DE CONTROL

Similares a los recomendados para *Paranthrene tabaniformis* (ROTT.). El mes de julio es la época de realización de los tratamientos preventivos en troncos, que irán dirigidos principalmente a la base del tronco.

Synanthedon spheciformis

(DENIS y SCHIFFERMULLER, 1775)

SINONIMIAS

Sphinx spheciformis DENIS y SCHIFFERMULLER, 1775; *Conopia spheciformis* (DENIS y SCHIFFERMULLER); *Synanthedon spheciformis* (DENIS y SCHIFF.) GERNING.

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de

25-30 mm. La cabeza es negra y las antenas de ambos sexos tienen bandas subapicales blanco amarillentas. El tórax es negro excepto en las tégulas cuyo borde es blanco amarillento. Las patas son fundamentalmente negras, aunque las tibiae anteriores y posteriores están rayadas ventralmente de blanco amarillento; los tarsos son también de este color.

Las alas anteriores son hialinas con la cos-



Fig. 65.—Adulto de *Synanthedon spheciformis* (DENIS y SCHIFFERMULLER).



Fig. 66.—Vista dorsal del adulto de *Synanthedon speciformis*.

ta, el dorsum y el termen de color violeta negruzco, punto oscuro prominente en la vena transversal y las restantes venas de color violeta negruzco. Las alas posteriores son también hialinas con una marca triangular en la vena transversal. En el abdomen el segundo segmento abdominal tiene una estrecha banda dorsal amarilla; la superficie ventral y su margen posterior del segmento cuarto fuertemente coloreadas de amarillo y las superficies ventrales de los segmentos quinto y sexto, aunque más débilmente.

El huevo es ovoide de 0,8 mm. de longitud, mate y color marrón oscuro.

La oruga tiene la cabeza de color marrón rojizo, retractil en el protórax y dotada de dos mandíbulas negras. El protórax muestra dos ligeras bandas posteriores marrones, siendo el resto del cuerpo blanco rosado, excepto la placa anal ligeramente punteada de marrón; los espiráculos están bordeados de marrón.

La crisálida tiene 16 mm. de longitud, es de color pardo amarillento, y está dotada de un proceso frontal negro prominente, apuntan-

do agudamente con márgenes que sobresalen lateralmente.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie ampliamente distribuida por Europa central, septentrional y oriental. En este trabajo se la ha encontrado en la localidad de Elizondo en Navarra.

PLANTAS HUESPEDES

Citada sobre especies de los géneros *Alnus* y *Betula* (BARBEY, 1925; FORSTER y WOHLFAHRT, 1960; SCHNAIDER, 1976; VUOLA y Korpela, 1978; GORNY, 1979; LASTUVKA, 1983; HEATH, 1985; SIERPINSKY, 1985); en la localidad de Elizondo se la obtuvo de una muestra de tronco de *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN.



Fig. 67.—Exuvio dejado por el imago de *Synanthedon speciformis* al emerger de la galería donde crisalidó.

DAÑOS

Las orugas xilófagas perforan la madera de troncos y ramas de los árboles huéspedes. Normalmente afecta a pies de menos de 8-10 cm. de diámetro y si se produce el ataque de dos o más orugas en un mismo pie puede producirse una interrupción de la circulación de la savia por lo que el árbol muere. La presencia del xilófago es fácil de detectar por la abundante mezcla de serrín y excrementos que se deposita en el suelo, bajo las zonas atacadas.

BIOLOGIA

El adulto vuela durante los meses de mayo y junio. La hembra deposita los huevos en las grietas de la corteza de la base del tronco, muy cerca del suelo. Las orugas al principio excavan galerías subcorticales, que más adelante se vuelven ascendentes y profundizan más en la madera. Inverna en estado de oruga y con la llegada de la primavera reanuda su actividad hasta completar su desarrollo al final de la misma, época en la que crisalida.

La crisálida, que no hace capullo, está situada en lo alto de una cavidad forrada de hilos de seda y serrín, muy cerca del orificio de salida taponado con serrines, estos orificios de salida suelen estar generalmente en la base de los troncos (fig. 67).

PARASITOS Y PREDADORES

Entre los parásitos cabe citar *Cubocephalus lecopsis* (GRAV.) (*Hym. Ichneumonidae*) (GORNÝ, 1979) y *Leskia aurea* FALL. (*Dip., Tachinidae*) (SCHNAIDER, 1976).

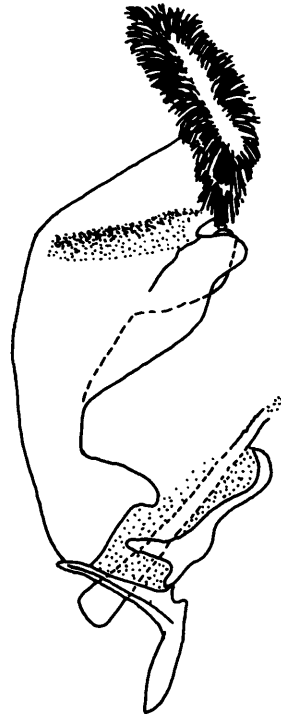


Fig. 68.—Andropigio de *Synanthedon spheciformis* (DENIS y SCHIFF.) (según FIBIGER y KRISTENSEN, 1974).

METODOS DE CONTROL

Similares a los recomendados en *Paranthrene tabaniformis* (ROTT.). La época de realización de los tratamientos preventivos en troncos y ramas es el mes de julio.

KAYA y BROWN (1986) han ensayado la inyección manual de nemátodos entomófagos en las galerías de *Synanthedon culiciformis* sobre alisos obteniendo eficacias del 77 al 84 %.

Coleophora serratella

(LINNAEUS, 1761)

SINONIMIAS

Coleophora fuscadinella ZELLER, 1849; *Coleophora metallicella* HODGKINSON, 1892; *Coleophora aethiopiiformis* STRAND, 1902; *Coleophora salmani* HEINRICH, 1929; *Coleophora insulicola* MCDUNNOUGH, 1945, nec TOLL, 1942; *Coleophora parasalmani* OUDEJANS, 1971.

DESCRIPCION

El imago mide 10-14 mm. de envergadura. Tiene la cabeza, el tórax, las piezas basales de las antenas y los dos o tres primeros artejos del flajelo de color marrón-amarillento; el resto de los artejos del flajelo son blancos con anillos marrones; los palpos labiales son de color marrón-amarillento oscuro. Las alas delanteras tienen una tonalidad variable, que va desde el marrón amarillento hasta el marrón grisáceo oscuro; algo escamosas y con un débil brillo marrón amarillento.

El huevo es ovoide, con el extremo micropilar aplanado y el micropilo en el interior de un embudo acanalado; de color amarillento, está provisto de un diseño reticulado algo irregular. Las larvas tienen la cabeza y la placa protorácica de color marrón oscuro y las propatas reducidas a pequeñas protuberancias; se caracterizan por envolverse en una funda formada por tiras que corta de la epidermis de la hoja y sujeta por hilos de seda; esta

funda adquiere al secarse un color marrón brillante y alcanza de 6-8 mm. de longitud, tiene una sutura dorsal lisa, caso de aliso o abedul, o con una cresta dorsal en el caso del olmo, lo que indujo el nombre linneano de «serratella» (figs. 71 y 72).

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Esta especie se encuentra por toda Europa, llegando por el norte hasta Escandinavia y por el Este hasta la URSS. Existe en el Reino Unido de Gran Bretaña y en Irlanda. Se encuentra también en Canadá y Estados Unidos donde fue introducida.

En este estudio se la ha encontrado en la localidad toledana de El Alamín.



Fig. 69.—Adulto de *Coleophora serratella* (LINNAEUS).

PLANTAS HUESPEDES

Normalmente oligófaga se alimenta de *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN., *Betula pendula* ROTH, *Betula pubescens* EHRH., *Carpinus betulus* L., *Corylus avellana* L. y *Ulmus* spp. (COSHAM, 1974). Sin embargo, ha sido citada accidentalmente sobre *Lysimachia* sp. y *Caltha* sp. (HERING, 1957); *Sorbus aucuparia* (COSHAM, 1974); especies de los géneros *Populus*, *Ostrya*, *Salix*, *Ribes*, *Myrica* y *Geranium* (TOLL, 1962).

En este trabajo ha sido encontrada sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en la localidad antes citada.

DAÑOS

La oruga es un minador de hojas. Se han citado graves defoliaciones de abedules y alisos en Suiza (KELLER, 1961). Los daños se agravan ya que la larva cambia con frecuencia de hoja, produciendo una mina cada vez.



Fig. 70.—Adulto de *Coleophora serratella* en posición de reposo.



Fig. 71.—Vista lateral de la funda o saco de la oruga de *Coleophora serratella*.

BIOLOGIA

Especie univoltina, los imagos pueden volar durante los meses de mayo, junio o julio, según las condiciones climáticas. Las hembras efectúan la puesta en el envés de las hojas y en las proximidades de la intersección de los nervios laterales con el nervio central de la hoja, principalmente en las axilas tercera y cuarta; pueden llegar a poner hasta 88 huevos bien aislados o en grupos de hasta 7-8 unidades (COSHAM, 1974).

La larva nada más nacer excava una mina en las proximidades del huevo, alimentándose del mesófilo y dejando intacta la epidermis por lo que la mina tiene un aspecto translúcido. La forma de la mina viene determinada por el espacio internervial disponible. La larva cambia de mina varias veces, incluso durante un mismo estadio larval, desplazándose a otro punto de la misma hoja o de otra distinta.

Con la llegada del otoño y poco antes de que las hojas caigan al suelo, la larva se desplaza a las axilas de los ramillos de más de un año, donde pasa el invierno en diapausa envuelta en su funda. En esta época normalmente se encuentra en segundo estadio.

En primavera y poco antes de iniciar su actividad muda a tercer estadio; iniciada ésta alarga su funda lo suficiente para que le de la

protección necesaria. Sin embargo, a finales del cuarto estadio elabora una nueva funda completa, desechando la anterior, construida con el tejido epidérmico más fuerte del área basal de la hoja. Tras completar su alimentación, en este estado emigra al haz foliar para crisalidar dentro de la funda, lo que tiene lugar en los meses de mayo, junio o julio.

PARASITOS Y PREDADORES

GEPP (1975) cita como himenópteros parásitos de esta especie a *Porizon borealis* ZETT. (*Ichneumonidae*); *Apanteles coleophorae* WILK., *Apanteles mesoxanthus* RUSCHKA, *Agathis* sp. y *Orgilus punctulator* (NEES) (*Braconidae*), y *Cirrospilus pictus* (*Chalcidoidea, Eulophidae*). Por otro lado, COSHAM (1974)



Fig. 72.—Vista dorsal de la funda de la oruga de *Coleophora serratella*.

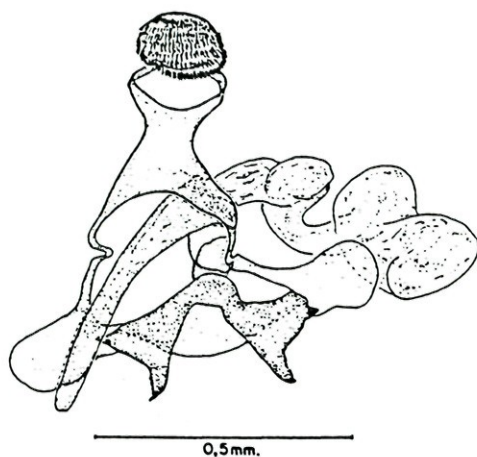


Fig. 73.—Andropigio de *Coleophora serratella* (LINNAEUS) (según VIVES-MORENO, 1987).

cita a *Bracon osculator* NEES (*Braconidae*); *Hemiteles areator* PANZ. (*Ichneumonidae*); *Miotropis unipuncta* NEES, *Closterocerus trifasciatus* WESTW. y *Chrysocharis laricinellae* (*Chalcidoidea, Eulophidae*).

Por último GORNY (1979) cita como himenópteros parásitos a los siguientes: *Scambus brevicornis* (GRAV.), *S. calobatus* (GRAV.), *Itopectis alternans* (GRAV.), *I. maculator* F., *Gelis acarorum* (L.), *G. areator* (PANZ), *Campoplex mutabilis* (HLMGR.) y *Diadegma fenestralis* (HLMGR.) (*Ichneumonidae*); *Apanteles xanthostigma* (HAL.) (*Braconidae*), y *Cirrospilus pictus* (NEES), *Miotropis unipuncta* (NEES) y *Necremnus leucarthros* (NEES) (*Eulophidae*).

MÉTODOS DE CONTROL

Se puede recomendar la pulverización primavera con clorpirifos, diflubenzuron o piretroides para el control de las larvas de últimos estadios. Sin embargo, contra la nueva generación, que aparece en verano, es más aconsejable el uso de antiquitinizantes como diflubenzuron.

Cossus cossus

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Phalaena (Bombyx) cossus LINNAEUS, 1758; *Cossus ligniperda* FABRICIUS, 1794.

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de 65-80 mm. en los machos y 88-100 mm. en las hembras. Las antenas están fuertemente pectinadas en ambos sexos, aunque la de la hembra es más corta. De coloración general grisácea y cuerpo rechoncho; el tórax es marrón grisáceo con una banda negra que lo atraviesa posteriormente; el patagium es gris parduzco; el abdomen es grueso, de color gris oscuro y una franja gris pálida en el extremo posterior de cada segmento. Las alas anteriores de color de fondo marrón-grisáceo, fuertemente apagadas con gris blanquecino; provistas de numerosas estriás pardo-negruzcas y de dos líneas oscuras, no muy bien definidas, la una se extiende desde los dos tercios de costa a tornus, y la otra, mucho más corta desde costa hasta cerca del apex. Las alas posteriores son de color gris humo, más pálidas terminalmente; los cilios de la orla son ligeramente reticulados.

Los huevos de color marrón pálido mate, son ligeramente alargados y están estriados tanto longitudinalmente como transversalmente; sus dimensiones son 1,7 mm. de longitud y 1 mm. de diámetro.

La oruga en su máximo desarrollo alcanza los 100 mm. de longitud; la cabeza es negra brillante con sus mandíbulas fuertemente desarrolladas; cuerpo carnoso algo aplanado, con la separación entre segmentos muy marcada y cubierto de finos y cortos pelos; ventralmente es amarillenta-rosácea, mientras que dorsalmente es marrón-rojiza; las placas protorácicas son grandes y con grandes sulcus medianos de color amarillento. Desprende un olor muy característico, como a cuero viejo.

La crisálida alcanza los 45 mm. de longitud y es de forma gruesa, aplanada ventralmente y con la región dorsal redondeada; la cabeza está provista de una aguda protuberancia; los rudimentos alares son bastante prominentes; las divisiones intersegmentarias del abdomen están muy bien marcadas; los



Fig. 74.—Adulto de *Cossus cossus* (L.).

segmentos están dotados de filas de líneas de cortas espinas. Es de coloración marrón claro con incisiones pálidas y espiráculos marrón oscuro.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie paleártica, está presente en toda Europa, norte de Africa, Irán, Oriente Medio y Extremo Oriente Paleártico, es decir, Siberia oriental, China septentrional y Japón. Por el norte alcanza el Círculo Polar Artico.

Coloniza toda la Península Ibérica. En este trabajo ha sido encontrada en Avila: Mijares; Cantabria: Castrocollorigo; Navarra: Elizondo, y Toledo: La Iglesuela.

PLANTAS HUESPEDES

Muy prolifaga, ha sido citada sobre especies de los géneros botánicos *Acer*, *Aesculus*, *Betula*, *Castanea*, *Citrus*, *Crataegus*, *Cydonia*, *Fagus*, *Fraxinus*, *Juglans*, *Malus*, *Morus*, *Olea*, *Platanus*, *Populus*, *Prunus*, *Pyrus*, *Quercus*, *Salix*, *Sorbus*, *Tilia*, *Ulmus*, *Viburnum*, *Vitis* (BALACHOWSKY, 1966; GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ RUBIO, 1976). En el levante español provoca daños en *Ceratonia siliqua* L. (G. DE VIEDMA, 1970).

Sobre especies del género *Alnus* ha sido citada por BARBEY (1925); CHARARAS (1962); BALACHOWSKY (1966); G. DE VIEDMA (1970); G. BUSTILLO y F. RUBIO (1976); MORRIS (1976), y HEATH (1985).

En este trabajo se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

La oruga xilófaga penetra en la madera viva, perforando galerías que expulsan una masa rojiza de serrín y excrementos, que se acumula al pie del árbol huésped. En las especies de crecimiento rápido, el ataque de este insecto provoca la aparición de chancros y, aunque normalmente ataca a pies debilitados por otras plagas y/o enfermedades, contribuye a la decrepitud definitiva de los mismos.



Fig. 75.—Adulto de *Cossus cossus* en posición de reposo.

BIOLOGIA

El imago vuela desde mayo a septiembre; de hábitos nocturnos, durante el día permanece en reposo sobre las cortezas de los troncos, donde su críptica coloración le camufla perfectamente.

La puesta está constituida normalmente por grupos de 15-50 huevos, depositados profundamente en las fisuras de la corteza y en la parte baja del tronco del árbol seleccionado gracias al oviscapto retractil de la hembra. El máximo número de huevos que puede poner una misma hembra es de 1.500 unidades (BALACHOWSKY, 1966).

Después de un período de incubación de 8 días, nacen las orugas que atraviesan la corteza y llegan a la zona subcortical, y después

hasta el cambium, permaneciendo normalmente en esta zona hasta el otoño, época en la que inician su primer período inactivo o de diapausa invernal, haciéndolo gregariamente en una cámara dentro de la corteza. Con la llegada de la primavera del segundo año, las orugas reanudan su actividad penetrando en la albura, mediante una nueva galería más larga y ascendente, que sigue la dirección del tronco y cuya sección elíptica aumenta gradualmente. Es durante la primavera y el verano de este segundo año de actividad cuando son más aparentes los daños. La oruga ya totalmente desarrollada pasa el segundo invierno en diapausa y al inicio de la primavera del tercer año crisalida al final de la galería de alimentación y cerca de la corteza o bien en ocasiones sale al exterior para crisalidar en la base del mismo árbol o en otro caído próximo.

La oruga abre un orificio a través de la corteza que tapona con serrín y saliva; elaborando un alojamiento ninfal alargado y rodeado de virutas cementadas con saliva y en cuyo interior crisalida. La ninfosis dura aproxima-

damente un mes. Tras el cual, la crisalida repta ayudada por las espículas abdominales hasta asomar parcialmente al exterior, momento en el cual emerge el imago.

El ciclo vital completo de esta especie dura dos años, completos desde la primavera-verano del primero hasta la primavera-verano del tercero. Sin embargo, en las localidades más frías puede llegar a durar tres años completos, abarcando cuatro años.

PARASITOS Y PREDADORES

Entre los enemigos naturales destacan los dípteros parásitos de la familia de los taquípidos: *Zenillia fauna* ROUND., *Lydella ambulans* RONDS, y *Phorocera assimilis* FALLS., y entre los himenópteros ichneumonídeos: *Mesostenus gladiator* Scop., *Meniscus setosus* FRER., *Hespertomus xanthops* GR. (BALACHOWSKY, 1966). Las crisalidas son parasitadas por *Xylotachina diluta* MG. (MASONOVA, 1960).



Fig. 76.—Vista dorsal de la oruga de *Cossus cossus*.

Las orugas padecen micosis como *Spicaria cossus* PETSCH y *Beauveria bassiana*, así como una poliedrosis, que se puede provocar artificialmente mediante el hongo *Cordiceps militaris* K. (BALACHOWSKY, 1966).

Las orugas sufren la predación de aves, sobre todo las pertenecientes a la familia *Picidae*.

METODOS DE CONTROL

Pulverizar al final de la primavera la base de los troncos con oleoparation o paration, con el fin de controlar a las larvas neonatas en el momento de nacer y antes de penetrar en la corteza.

Es recomendable el extraer y destruir los árboles afectados.

Zeuzera pyrina

(LINNAEUS, 1761)

SINONIMIAS

Phalaena pyrina LINNAEUS, 1761; *Phalaena aesculi* LINNAEUS, 1767.

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de 40-80 mm., correspondiendo las mayores dimensiones a las hembras y las más reducidas a los machos. Se aprecia el dimorfismo sexual en las antenas, ya que las de los machos son bipectinadas desde la base hasta la mitad y continúan filiformes hasta el ápice, mientras que las de las hembras son enteramente filiformes. En ambos sexos se aprecia la misma coloración; cabeza blanca con frente negra; tórax blanco con tres pares de puntos negros subdorsales; abdomen gris negruzco cubierto ligeramente de cortos pelos blancos y con el segmento anal del macho provisto de un penacho blanco aplanado, mientras que el de la hembra se prolonga en un característico y bien desarrollado oviscapto retractil.

Las alas anteriores de ambos sexos son blancas translúcidas con un apretado diseño de puntos negroazulados entre las nerviaciones. Las alas posteriores son blancas translúcidas también y cubiertas, salvo en la región anal, de puntos de igual coloración que los de las alas anteriores aunque más difusos.

Los huevos ovalados y de 1,3 mm. de largo por 0,7 mm. de ancho tienen un color amarillento asalmonado.

La oruga en su máximo desarrollo alcanza los 43-60 mm. de longitud; la cabeza, la placa protorácica, la placa anal y las patas son de color marrón negruzco brillante; el tórax y el abdomen son amarillentos cubiertos de numerosas pináculos negruzcos, que le confieren un aspecto muy característico.

La crisálida, de 30 mm. de longitud y color marrón rojizo, está aplanada ventralmente; la cabeza tiene una protección aguzada; los segmentos abdominales dotados de hileras de fuertes espinas.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie paleártica, está ampliamente distribuida en Europa, desde España hasta el sur de Finlandia, distribuyéndose en Asia a través de Siberia y norte de China hasta el Japón. A finales del siglo pasado fue introducida en EE.UU.

En España se encuentra repartida por todas las regiones, habiéndose encontrado en este trabajo en Avila: Mijares; Navarra: Elizondo, y Toledo: El Alamin.

PLANTAS HUESPEDES

Extraordinariamente polífaga, ataca solamente a especies de frondosas, sin que se conozca hasta la fecha ninguna cita sobre coníferas. BALACHOWSKY (1966), la cita sobre 74



Fig. 77.—Adulto de *Zeuzera pyrina* (LINNAEUS).

especies botánicas entre las que cabe destacar las pertenecientes a los géneros *Aesculus*, *Acer*, *Betula*, *Carpinus*, *Corylus*, *Castanea*, *Fagus*, *Fraxinus*, *Ligustrum*, *Lonicera*, *Mahonia*, *Malus*, *Olea*, *Platanus*, *Populus*, *Prunus*, *Pyrus*, *Quercus*, *Rosa*, *Ribes*, *Sambucus*, *Salix*, *Sorbus*, *Spiraea*, *Syringa*, *Tamarix*, *Tilia*, *Ulmus*, *Viburnum*, *Vitis*, etc.

Citada en *Alnus* spp. (VIEDMA, 1970; MORRIS, 1983), en este trabajo se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

Lepidóptero xilófago, su oruga perfora galerías profundas y axiales en las ramas vivas de frondosas y según HAGGET (1950), atacan a tallos y ramas de diámetro inferior o igual a 10 cm., no haciéndolo jamás en aquellos que sobrepasan esta dimensión.

Debido al comportamiento de puesta que induce a la hembra a poner los huevos en las galerías viejas del mismo árbol donde se desarrolló, es frecuente su actuación como fitoparásito secundario, esto es sobre árboles ya debilitados por anteriores ataques.

Los árboles jóvenes mueren rápidamente, bastando una sola oruga para acabar con ellos; los que ya tienen más de tres años padecen deformaciones en el porte y pérdidas de crecimiento, mientras que el individuo reacciona a los daños con las cicatrizaciones consiguientes; los pies más viejos son menos ata-

cados, sin embargo, frecuentes y sucesivos ataques secan ramas enteras y las debilitan progresivamente hasta que hongos fitopatógenos y/u otros insectos xilófagos acaban con ellos.

BIOLOGIA

El período de vuelo de los imagos tiene lugar durante los meses de junio, julio y parte de agosto. Tras la cópula las hembras realizan la puesta, llegando a poner hasta 2.000. huevos, aisladamente o en grupos más o menos numerosos, no sólo en las galerías viejas del mismo árbol donde emergió, sino también entre las fisuras de la corteza y ramas de pequeño diámetro. La incubación de los huevos dura aproximadamente cuatro semanas.



Fig. 78.—Oruga de *Zeuzera pyrina*.

Las larvas neonatas son gregarias, permaneciendo juntas dentro de un nido sedoso que tejen apenas nacen, y en un momento dado se dispersan por las ramas del árbol, comenzando a alimentarse de la nerviación y peciolo de las hojas, pasando más tarde, cuando están más desarrolladas, a perforar en los tallos y troncos del árbol donde hacen extensas galerías ascendentes. Por el orificio de entrada la larva expulsa serrines y excrementos de un característico color anaranjado.

En estado de larvas pasan uno o dos inviernos, según la climatología de la zona, así en las regiones más septentrionales de España son probablemente dos inviernos, mientras que en las más meridionales sería uno solo (GÓMEZ BUSTILLO y FERNÁNDEZ-RUBIO, 1976). En condiciones naturales el período de desarrollo larvario dura 10-11 meses (GARCÍA DEL PINO y HARO, 1986). La crisalidación tiene lugar desde finales de mayo hasta principios de julio; al acercarse el momento del avivamiento la crisálida avanza hacia la boca exterior, y es ahí donde el imago emerge, quedando el exuvio vacío sobresaliendo parcialmente (fig. 79).

PARASITOS Y PREDADORES

Es de gran importancia la predación de huevos y jóvenes orugas por parte de las hormigas (*Formicidae*) (BALACHOWSKY, 1966). Asimismo, los pájaros tienen un gran papel predador, como es el caso de los piciformes.

El parasitismo es débil, pudiéndose señalar (BLUNCH, 1953): *Ichneumon abeillei* BERL. y *Horogenes gigantea* SZEPL. (Hym., *Ichneumonidae*); *Microgaster* sp. (Hym., *Braconidae*); *Elasmus* sp., *Enderus* sp., *Lithomastix truncatella* DALM. y *Schreineira zeuzerae* ASHM. (Hym., *Analcididae*).



Fig. 79.—Exuvio dejado por el imago de *Zeuzera pyrina* al emerger de la galería donde crisalidó.

MÉTODOS DE CONTROL

El control de esta especie es sólo posible contra las orugas jóvenes mediante pulverizaciones periódicas desde junio hasta septiembre con metidation, fenitrotion, fention, deltametrina o cipermetrina.

La extracción y destrucción de los árboles afectados es una medida cultural recomendable.

Archips xylosteana

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Tortrix xylosteana LINNAEUS, 1758; *Tortrix westriniana* THUNBERG, 1784; *Phalaena caracteana* HUBNER, 1793; *Archips xylosteana* (L.) PIERCE y METCALFE, 1922; *Cacoecia xylosteana* (L.) MEYRICK, 1928.

DESCRIPCION

Envergadura alar de 15-21 mm. en el macho y 16-24 mm. en la hembra. El dimorfismo sexual está poco marcado. En ambos sexos el color del fondo de las alas anteriores es pardo amarillento, algo más brillante en el caso de los machos que en el de las hembras. Las tres manchas características son de color marrón claro.

El macho tiene un estrecho pliegue costal que llega hasta la mitad de la longitud del ala; la hembra carece de este pliegue. El margen inferior de la mancha mediana es sinuado; punto preapical semioval. Las alas posteriores son grises. En algunos individuos el color de fondo y las manchas alares pueden ser muy pálidos o por el contrario anormalmente oscuros.

La oruga en su completo desarrollo es de color gris-verdoso más o menos oscuro; la cabeza negra brillante y la placa protorácica marrón oscura o negra, separadas entre sí por un ribete muy claro; el abdomen es gris-blancuzco variando hacia gris azulado, más pálido lateralmente; sedas blancuzcas y placa

anal negra o marrón negruzca. Las patas torácicas son negras y las propatas están punteadas de verde y blanco.

La crisálida es de color marrón oscuro o negra y termina en un largo y afilado cremaster.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

De amplia distribución paleártica está extendida por toda Europa meridional y central, llegando por el norte hasta el paralelo 64° en Suecia, Noruega y Finlandia. Está presente en el Reino Unido de Gran Bretaña y en Irlanda. Se adentra hasta Asia Menor, Siberia, China y Japón.

Citada por SORIA (1987) en las provincias de Madrid, Salamanca, Segovia y Toledo; en este estudio se la ha localizado en Avila: Arenas de San Pedro y Mijares; Badajoz: La Codosera; Cádiz: Castellar de la Frontera y Jimena de la Frontera; Cantabria: Castrocollorigo; Guadalajara: Humanes; Huelva: Nerva; Madrid: San Martín de Valdeiglesias; Navarra: Elizondo; Salamanca: Candelario y El Payo; Sevilla: El Ronquillo, y Toledo: El Alamin y la Iglesia.

PLANTAS HUESPEDES

Especie muy polífaga ha sido citada por numerosos autores, como SWATSCHKE (1958),



Fig. 80.—Adulto de *Archips xylosteana* (L.).



Fig. 81.—Oruga de *Archips xylosteana* (L.).

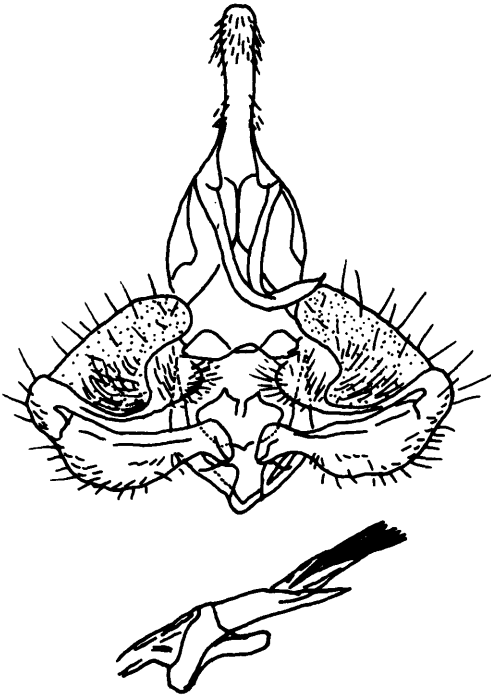


Fig. 82.—Andropigio de *Archips xylosteana* (L.).

DAHL et al. (1961), BALACHOWSKY (1966), RAZOWSKY (1969), BRADLEY et al. (1973), etc., sobre especies pertenecientes a los géneros: *Abies*, *Acer*, *Betula*, *Castanea*, *Corylus*, *Crataegus*, *Fagus*, *Fraxinus*, *Hypericum*, *Lonicera*, *Mespilus*, *Myrica*, *Populus*, *Prunus*, *Pyrus*, *Quercus*, *Ribes*, *Rubus*, *Salix*, *Sorbus*, *Tilia*, *Ulmus*, etc.

En este trabajo se la ha encontrado en *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente mencionadas.

DAÑOS

La oruga enrolladora roe el parénquima foliar de hojas y brotes. Los daños que causa por sí sola esta especie no revisten excesiva importancia, sin embargo, forman parte del conjunto de daños causado por el complejo de tortricidos defoliadores, presentes todas las primaveras en la planta huésped.

BIOLOGIA

La hembra pone los huevos en ooplacas sobre las ramas y troncos de la planta huésped, durante los meses de junio y principios de julio, llegando a poner hasta 200 huevos repartidos en cinco u ocho ooplacas. Las ooplacas están cubiertas por una secreción marrón, que las confunde con la corteza de la rama donde están puestas.

Inverna en estado de huevo. A principios de abril eclosionan los huevos y las orugas neonatas se desplazan hacia las yemas y brotes; en estadios posteriores atacan a las hojas desarrolladas enrollándolas transversalmente a partir de su extremo. La duración de la etapa larvaria es de 30-40 días, según las condiciones climáticas, alcanzando hasta el mes de junio. En este mes crisalidan dentro del refugio larval y después de 10-12 días emergen los imagos, cuyo período de vuelo abarca los meses de junio y julio. Los imagos descansan durante el día entre el follaje y vuelan activamente en el crepúsculo sobre las plantas huéspedes.

PARASITOS Y PREDADORES

THOMPSON (1944) citó los siguientes parásitos: *Anilisatus carbonarius* THOMS., *Phytodietus segmentator* GRAV. y *Pimpla maculata* F. (*Hym. Ichneumonidae*), *Apanteles albipennis* NEES, *Apanteles viminetorum* ESM., *Chremylus rubiginosus* NEES, *Microbracon crassipes* THOMS., y *Oncophanes lanceolator* NEES (*Hym., Braconidae*); *Brachymeria obscurata* WALK. (*Hym., Chalcididae*); *Neocopidosoma komobae* ISHIC. (*Hym., Encyrtidae*) y *Trichogramma* sp. (*Hym., Trichogramminae*).

PROTA (1970) detectó como parásitos de larvas a *Lissonota segmentata* F. (*Hym., Ichneumonidae*) y *Cestonia cineraria* ROND. (*Dip., Larvevoridae*).

METODOS DE CONTROL

Pulverizar durante la brotación primaveral de las hojas con los productos recomendados para *Spilonota ocellana* F.

Epinotia inmundana

(FISCHER VON ROESLERSTAM, 1839)

SINONIMIAS

Paedisca inmundana FISCHER VON ROESLERSTAM, 1839; *Phalaeodes estreyerana* GÜENÉE, 1845.

DESCRIPCION

El adulto tiene una envergadura alar de 9-12 mm. Las antenas son finas, ciliadas y escamadas; palpos labiales alargados. Tórax grisáceo y abdomen marrón grisáceo. Las alas delanteras de color gris marrón negruzco con manchas negras, destacando una mancha triangular parda clara o blancuzca hacia la mitad del dorsum; fimbrias pardo grisáceas. Las alas posteriores de color marrón grisáceo uniforme, con fimbrias del mismo color.

La oruga tiene la cabeza y el pronoto lampiños de color marrón claro, el cuerpo es blanquecino o gris verdoso y en el último estadio marrón rojizo. La crisálida es alargada marrón oscura y con los segmentos abdominales con dos coronas dorsales de espinas, estando las de la corona anterior de cada artejo más desarrolladas que las de la corona posterior.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Citada en Europa central por SWATSCHEK (1958) y DAHL et al. (1961); está recogida su

presencia en España en el catálogo ordenador de los lepidópteros de España de AGENJO (1954).

En este trabajo ha sido encontrado en las localidades de Avila: Arenas de San Pedro y Mijares; Guadalajara: Humanes, y Toledo: El Alamín y La Iglesiasuela.

PLANTAS HUESPEDES

Citada solamente sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN por SWATSCHEK (1958); DAHL et al. (1961), y GORNY (1979), en este trabajo se la ha encontrado sobre esta especie en las localidades antes citadas.



Fig. 83.—Adulto de *Epinotia inmundana* (FISCHER VON ROESLERSTAM).



Fig. 84.—Oruga de *Epinotia inmundana*.



Fig. 85.—Vista dorsal de la oruga de *Epinotia inmundana*.

DAÑOS

La primera generación es enrolladora de hojas y la segunda causa daños en los amentos fructíferos de la especie huésped.

BIOLOGIA

Especie bivoltina, los imagos vuelan en abril y mayo (primera generación) y en julio



Fig. 86.—Andropigio de *Epinotia inmundana*.

y agosto (segunda generación). Las orugas descendientes de la primera generación de adultos se alimentan del parenquima foliar, refugiadas en hojas enrolladas mediante hilos de seda; mientras que las descendientes de la segunda generación, colonizan las infrutescencias en formación, buscando los tejidos tiernos ya que, en esta época, las hojas del aliso son muy coriáceas y no permitirían su enrollamiento. La crisalidación se produce en el suelo. Inverna en estado de crisálida.

PARASITOS Y PREDADORES

GORNY (1979) cita como parásitos de oru-

gas de esta especie a los himenópteros *Acropimpla pictipes* (GRAV.) (*Ichneumonidae*) y *Eubadizon extensor* (L.) (*Braconidae*).

METODOS DE CONTROL

Pulverizar durante la brotación primaveral de las hojas con cualquiera de los productos insecticidas recomendados para *Spilonota ocellana* F. con el fin de controlar la primera generación.

Contra la segunda generación hay que realizar un tratamiento en agosto.

Pandemis corylana

(FABRICIUS, 1794)

SINONIMIAS

Pyralis corylana FABRICIUS, 1794; *Tortrix textana* HUBNER, 1796-1799; *Tortrix laevigana* CHARPENTIER, 1821.

DESCRIPCION

De 18-25 mm. de envergadura en las hembras, en los machos apenas se alcanzan los 21 mm. No presenta un marcado dimorfismo sexual, aunque en las antenas se puede apreciar alguno; así las antenas de los machos son débilmente ciliadas y dentadas, con un seno en la base, la parte posterior del escapo y el flajelo de color pardo blancuzco, los artejos a veces marcados difusamente por bandas transversales de color gris; las antenas de las hembras están escasamente ciliadas, sin senos, el flagelo es blanquecino posteriormente y los artejos tienen bandas pardas difusas. El palpo labial es recto y sobresaliente por delante de la cabeza.

El fondo de las alas anteriores del macho es de color pardo amarillento pálido; la epífisis marrón oscura; venas, bandas transversales y termen ribeteados de marrón oscuro o ferruginoso; margen exterior de la banda basal oblicuo, banda mediana casi paralela; las alas posteriores débilmente pardo grisáceas.

En la hembra las alas anteriores son de color normalmente más intenso y con las bandas transversales alares marcadas más fuertemente que en los machos.

La coloración de fondo y las bandas varían de intensidad según los individuos, así en los fuertemente coloreados, las alas anteriores se aproximan a un pardo-rojizo con el penacho de cilios muy ferruginosos, mientras que en el otro extremo están los que tienen un fondo pardoamarillento sin trazas de marcas, excepto un tono ferruginoso en la base, a lo largo del termen y en el penacho de cilios.

Las alas anteriores en ambos sexos muestran un diseño reticular característico y un margen exterior.

Las orugas son bastante delgadas, alcanzan en su máximo desarrollo 2,5 cm. de longitud, con la cabeza, placas anales y torácicas de color verde esmeralda, aunque la cabeza está algo sombreada de pardo-amarillento y la placa protorácica ligeramente marcada en negro, con dos manchas laterales negras de



Fig. 87.—Adulto de *Pandemis corylana* (FABRICIUS).

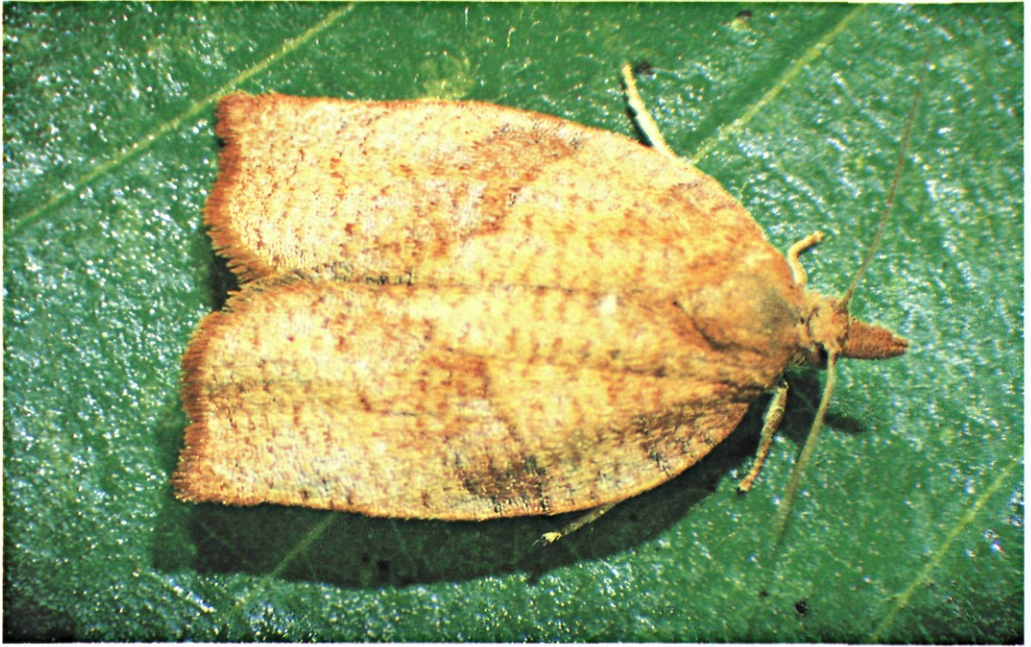


Fig. 88.—Adulto de *Pandemis corylana* en posición de reposo.

forma cuneiforme; las patas torácicas son verdes; el abdomen verde, aunque más pálido por los lados. La cápsula cefálica es negra o marrón oscura en los primeros estadios y pasa a ser amarillo verdosa en el último.

La pupa es ligeramente marrón, con los segmentos abdominales bastante delgados.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie euroasiática, se distribuye por toda Europa, principalmente en sus regiones centrales y septentrionales, llegando por Siberia hasta China y Japón.

En este trabajo se la ha localizado en Avila:



Fig. 89.—Hoja enrollada longitudinalmente.



Fig. 90.—Hoja enrollada transversalmente.



Fig. 91.—Oruga de *Pandemis corylana* (F.).

Arenas de San Pedro y Mijares; Guadalajara: Humanes; Madrid: San Martín de Valdeiglesias; Navarra: Elizondo; Salamanca: Candenario y El Payo, y Toledo: El Alamín y La Iglesia.

PLANTAS HUESPEDES

Ha sido citada sobre especies de los géneros *Betula*, *Corylus*, *Fagus*, *Fraxinus*, *Prunus*, *Quercus*, *Rhamnus* y *Rubus* (SWATSCHEK, 1958); DAHL et al., 1961; BALACHOWSKY, 1966; BRADLEY et al., 1973; LIU et al., 1974). Encontrándose también sobre *Salix* spp. (LIU et al., 1974), *Larix* spp. (BALACHOWSKY, 1966; LIU et al., 1974) y *Pinus* spp. (BALACHOWSKY, 1966).

Sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. ha sido citado por GORNY (1979) y en este trabajo se la ha encontrado sobre esta especie en las localidades anteriormente citadas.

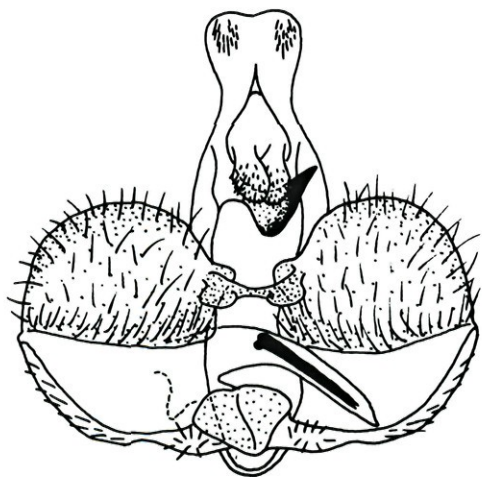


Fig. 92.—Andropigio de *Pandemis corylana* (F.).

DAÑOS

La oruga enrolla hojas juntas o dobla una misma hoja sobre sí misma, mediante los hilos de seda que segrega. Dentro del enrollamiento foliar la oruga se alimenta del parénquima y se desarrolla al abrigo de los predadores y de las inclemencias del tiempo (figs. 89 y 90).

BIOLOGIA

Especie bivoltina, inverna en el estado de oruga de primeros estadios en el interior de capullos de seda, que teje en las hendiduras de la corteza del árbol, entre viejas escamas de yemas, etc. Con la llegada de las suaves temperaturas primaverales salen de sus refugios y se dirigen a las hojas donde se alimentan y completan su desarrollo dentro de la hoja enrollada, crisalidando en su interior también.

Los adultos vuelan desde últimos de mayo a primeros de julio, con las variaciones lógicas debidas a las diferentes condiciones climáticas de cada estación. Las hembras ponen los huevos en plastones sobre las hojas, que aglutinan un número muy variable de huevos. Tras la eclosión de éstos se inicia la segunda generación del año, que se desarrolla durante el verano, a finales del cual aparecen los nuevos imagos, cuyos descendientes en

forma de orugas entrarán en diapausa invernal con los primeros fríos otoñales.

PARASITOS Y PREDADORES

Entre los parásitos de esta especie se encuentran los himenópteros *Macrocentrus linearis* (NEES) y *Microdus dimidiator* NEES pertenecientes a la familia de los braconidos y *Elachertus nigrifulus* (ZETT.) a los eulófidos (GORNY, 1979).

METODOS DE CONTROL

Pulverizar durante la brotación primaveral de las hojas con cualquiera de los productos insecticidas recomendados para *Spilonota ocellana* F. con el fin de controlar la primera generación.

Contra la segunda generación hay que realizar un tratamiento en agosto.

Spilonota ocellana

(FABRICIUS, 1787)

SINONIMIAS

Pyralis ocellana FABRICIUS, 1787; *Pyralis luscana* FABRICIUS, 1794; *Tortricodes comitana* HUBNER, 1796-1799.

DESCRIPCION

El imago con una envergadura alar de 12-17 mm. muestra una coloración muy característica. Las alas anteriores son rectangulares y algo estrechas, con su tercio basilar gris pizarra oscuro con reflejos azulados, una amplia banda mediana de color blanco cremoso, gris negra en el apex y termen y, adosada al dorsum y antes del tornus, una pequeña mancha triangular muy oscura y característica; el speculum bordeado de gris plomo encierra dos o tres trazos oscuros. Las alas posteriores son gris pizarra claro finamente rayadas.

La oruga neonata es de coloración amarillo pálido con la cabeza negra, y tras su primera muda vira a amarillo oscuro y después a marrón, para tomar después de su tercera muda un color marrón rojizo oscuro que se conserva hasta el último estadio. Completamente desarrollada mide 9-13 mm. de longitud y presenta la cabeza y las placas protorácicas de color marrón negruzco brillante; la placa anal de color marrón claro o marrón oscuro; el peine anal está poco desarrollado.

La crisálida de 6-7 mm. de longitud es de

color marrón, con los rudimentos alares más oscuros que el abdomen, el cual de color amarillo meloso está desprovisto de cremaster y con el último segmento abdominal con seis cortas espinas triangulares.

Los huevos son ovalados y de aproximadamente 0,75 mm. de longitud.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

De amplia distribución paleártica, se encuentra en casi toda Europa con la excepción de las zonas más meridionales, hacia el norte alcanza los 62° de latitud en Escandinavia. Se extiende por la URSS desde Crimea hasta Siberia y llega hasta el Japón. Fue introducida en Norteamérica a principios del siglo pasado, encontrándose en EE.UU. y Canadá.

En este trabajo se la ha encontrado en Avila: Arenas de San Pedro y Mijares; Badajoz: La Cordosera; Guadalajara: Humanes; Madrid: San Martín de Valdeiglesias; Navarra: Elizondo; Salamanca: Candelario y El Payo, y Toledo: El Alamín dalajara: Humanes; Madrid: San Martín de Valdeiglesias; Navarra: Elizondo; Salamanca: Candelario y El Payo, y Toledo: El Alamín y La Iglesuela.

PLANTAS HUESPEDES

Se la puede encontrar sobre frondosas pertenecientes a los géneros *Carpinus*, *Corylus*,

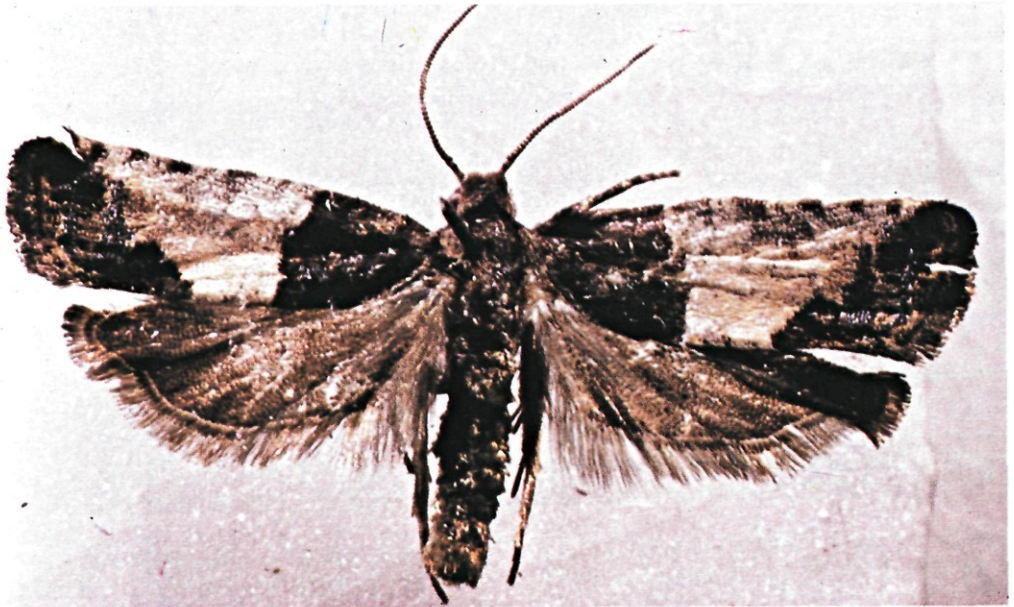


Fig. 93.—Adulto de *Spilonota ocellana* (F.).

Cotoneaster, Crataegus, Hippophae, Malus, Myrica, Prunus, Pyrus, Quercus, Salix y *Sorbus* (DAHL et al., 1961; BALACHOWSKY, 1966).

Ha sido citada sobre *Alnus* spp. por SWATSCHEK (1958); DAHL et al. (1961); BALACHOWSKY (1966), y GORNY (1979).

En este trabajo se la ha localizado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

En primavera, las orugas que hibernaron destruyen yemas, hojas en formación e inflorescencias en desarrollo para después atacar a las hojas ya desarrolladas, a las que previamente enrollan mediante un entramado de hilos de seda.

Desde mediados de verano hasta principios del otoño las orugas de primeros estadios atacan el envés de las hojas, alimentándose de la epidermis del mismo y del paránquima foliar, dejando la epidermis del haz. Todo ello a través de un tubo sedoso que confecciona y en el cual se acumulan los excrementos.

BIOLOGIA

Especie normalmente univoltina, en ocasiones se han contabilizado dos generaciones anuales (FROST, 1927; TYUMENENA, 1936) e incluso el inicio de una tercera (NOVOPOLSKAYA, 1925).

Los imagos tienen su periodo de vuelo durante los meses de junio y julio, y son de costumbres crepusculares. Después de la cópula las hembras depositan sus huevos normalmente en grupos, que oscilan de 2 a 20 unidades, preferentemente sobre el envés de las hojas. Tras la eclosión y después de un periodo de incubación de 7-12 días, las orugas neonatas se alimentan del envés de las hojas, actividad que desarrollan hasta el principio del otoño.

Con la llegada de los primeros fríos otoñales y poco antes de la caída de las hojas, las orugas tejen densos capullos reforzados con partículas vegetales aglomeradas en las ramillas próximas a las yemas, pero en madera de la estación precedente. La entrada en diapausa invernal no tiene lugar en un estadio deter-

minado, aunque la mayor parte de las orugas invernales estén en tercer estadio.

Las orugas salen de sus refugios invernales a principios de abril dirigiéndose a las yemas, hojas en desarrollo e infrutescencias donde evolucionan hasta alcanzar los últimos estadios. Tras completar su desarrollo enrollan una hoja o unen con hilos un grupo de dos o más hojas, con el fin de crear el habitáculo donde crisalidarán, después de tejer en su interior un capullo de seda.

PARASITOS Y PREDADORES

Entre los himenópteros ichneumonidos parásitos están: *Scambus hispae* HARRIS, *As-trometus clavipes* DAVIS (STULTZ, 1955); *Pri-stomerus vulnerator* PANZ., *Pimpla nucum* RATZ. (WORONIECKA, 1926; SILVESTRI, 1923); *Scambus annulatus* (KISS), *Itopectis alternans* (GRAV.), *Itopectis maculator* (F.), *Dia-clegna armillata* (GRAV.) (GORNY, 1979).

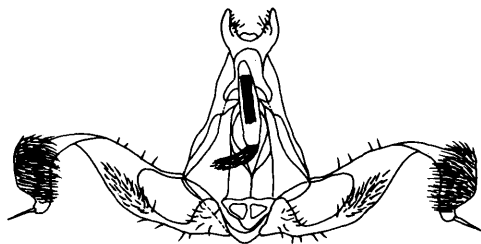


Fig. 94.—Andropogio de *Spilonota ocellana* (F.).

Dentro de los himenópteros braconidos cabe citar: *Microdus dimidiator* NEES, *Microdus rufipes* NEES, *Meteorus ictericus* NEES, *Meteorus parvulus* THOMS (WORONIECKA, 1926; SILVESTRI, 1923); *Meteorus trachynotus* VIER., *Agathis laticinctus* CRESSON, *Ascogaster quadridentatus* WESM. (STULTZ, 1955); *Oncophanes lanceolator* (NEES), *Meteorus ictericus* NEES, *Macrocentrus thoracicus* NEES, *Embadizon extensor* (L.), *Ascogaster rufipes* LATR., *Microgaster laeviscuta* (THOMS.), *Apantelea xanthostigma* (HAL.), *Microdus dimidiator* NEES (GORNY, 1979).

Por último entre los calcididos cabe citar *Trichogramma minutum* RIL., *Ascogaster quadridentatus* VIER. y *Enderus subopacus* GAHAN (WORONIECKA, 1926; SILVESTRI, 1923; STULZ, 1955).

METODOS DE CONTROL

Se recomienda la pulverización primaveral en la época de la brotación y antes de que las orugas, que invernarón, se enrollen en las hojas donde son menos accesibles al insecticida. Los productos recomendables son acefato, carbaril, clorpirifos, cipermetrina, deltametrina, diflubenzuron, fenitrotion, fenpro-pathrin, fenvalerato, fosalone, fosmet, malation, metil-azinfos+metil-sulfona -s-demeton, metil-pirimifos, permetrina y triazofos.

Sin embargo, la máxima reducción de la población se obtiene con el tratamiento en el mes de agosto de las orugas de primeros estadios con cualquiera de los productos antes recomendados.

Odonestis pruni

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Phalaena (Bombix) pruni LINNAEUS, 1758.

DESCRIPCION

El adulto tiene una envergadura alar que oscila entre los 45-55 mm. Las antenas alcanzan a menos de la mitad de la costa, son fuertemente bipectinadas en los machos y escasamente en las hembras. La cabeza, tórax, abdomen y alas son de un característico color naranja asalmonado, con algunas tonalidades amarillentas. Las alas anteriores con la línea antemediana estrecha de color marrón oscuro; estigma orbicular blanco bordeado de marrón oscuro; línea postmediana marrón oscura muy marcada y oblicua; tiene línea subterminal de recorrido sinuoso; termen dentado. Las alas posteriores son de un color asalmonado más amarillento que las anteriores y provistas de una banda postmediana poco aparente.

El huevo es subsférico, blanco y con un punto central grisáceo. Las orugas son algo aplanadas, con dos verrugas laterales no divididas en los segmentos torácicos, que se semejan a patas; cuerpo cubierto de una densa pilosidad, corta y oscura en el dorso y larga y canosa en los costados; al nacer tiene un color marrón grisáceo oscuro, que después cambia a gris azulado, con una mancha ornamental rojo anaranjada y dos negras adicio-

nales en los segmentos torácicos. La crisálida es negruzca con una pilosidad marrón.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Su área de distribución comprende la Europa central y las regiones más septentrionales de la Europa meridional, penetrando hacia el este a través de Asia Menor.

En España está presente en toda su mitad septentrional (G. BUSTILLO y F. RUBIO, 1976) y en este trabajo ha sido encontrada en la localidad navarra de Elizondo.

PLANTAS HUESPEDES

G. BUSTILLO y F. RUBIO (1976) la citan sobre especies de los géneros *Alnus*, *Betula*, *Prunus* y *Tilia*. En este trabajo se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en la localidad antes citada.

DAÑOS

La oruga es defoliadora.

BIOLOGIA

Especie univoltina. El imago vuela durante los meses de julio y agosto. La hembra efec-

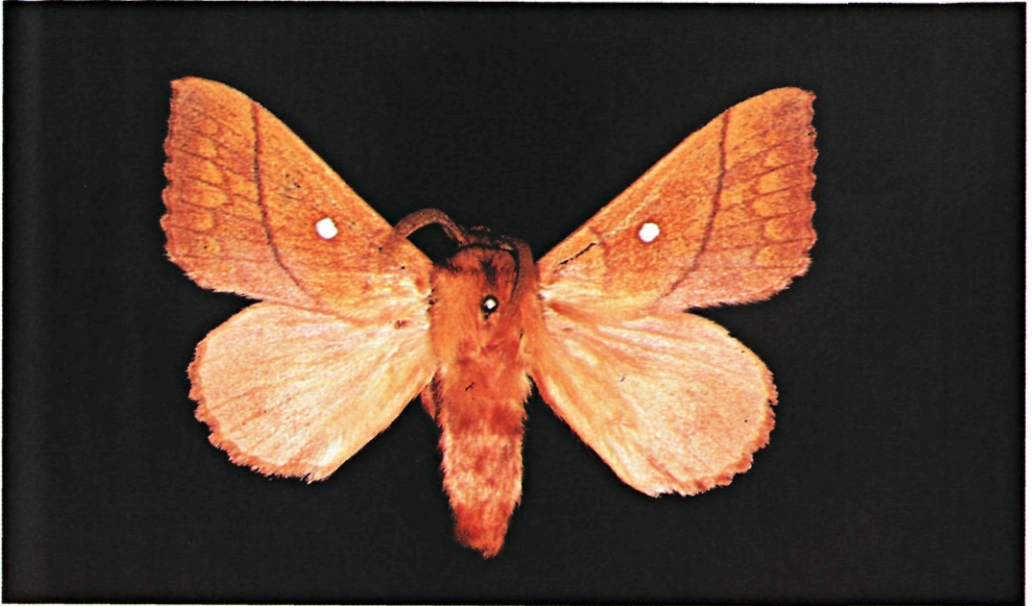


Fig. 95.—Adulto de *Odonestis pruni* (L.).

túa la puesta en grupos de hasta 200 unidades. Las orugas se alimentan desde mediados del mes de agosto hasta los meses de mayo y junio del año siguiente, después de invernar en este estado. La crisalidación se produce entre las hojas de la planta huésped, en el in-

terior de un tejido sedoso, de color blanco-grisáceo.

MÉTODOS DE CONTROL

Similares a los recomendados en *Phalera bucephala* (L.).

Poecilocampa populi

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Bombyx populi LINNAEUS, 1758.

DESCRIPCION

El adulto tiene una envergadura alar de 29 a 33 mm. Las antenas llegan a la mitad de la costa, fuertemente bipectinadas en el macho y levemente en la hembra. La cabeza y extremo anterior del tórax blanco amarillentos, resto gris oscuro algo canoso; abdomen marrón grisáceo. Las alas anteriores, de color gris translúcido, la línea subbasal es blanca amarillenta, que limita el área basal, de color marrón; línea postmediana blanca amarillenta, irregularmente sinuosa; fimbrias marrones con puntos blancos escalonados. Las alas posteriores tienen un color de fondo gris translúcido más claro que el de las alas anteriores, con una franja posmediana blanca y algo difusa.

El huevo es ovalado y liso, de color verde ceniciento o marrón brillante, con espacios grises en los bordes, destacando en los mismos una pequeña mancha central de color negro. Las orugas tienen la cabeza marrón grisácea y su forma es ligeramente aplanada; está cubierta por escasos pelos y dotada de una protuberancia en el undécimo segmento; de color amarillo-grisáceo e incluso blancuzco, tiene verrugas latero-subdorsales de color claro y rayas dorsales negras quebradas pro-

vistas de cuatro puntos rojos en cada segmento, verrugas laterales de las que emerge una abundante pilosidad cana; mancha ornamental carmesí en los primeros segmentos. La crisálida es marrón rojiza.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Extendida por Europa, salvo en las regiones más meridionales, se distribuye también a través de Asia, hasta el Amur. En España se encuentra en la región montañosa septentrional comprendida por las provincias de La Coruña, Lugo, Asturias, León, Palencia, Cantabria, Burgos, Guipúzcoa, Vizcaya, Alava, Navarra, Huesca, Zaragoza, Lérida, Barcelona y Gerona (G. BUSTILLO y F. RUBIO, 1976).



Fig. 96.—Adulto de *Poecilocampa populi* (L.).



Fig. 97.—Adulto de *Poecilocampa populi* en reposo

En este estudio se la ha encontrado en Elizondo (Navarra).

PLANTAS HUESPEDES

Bastante polífaga se la ha citado sobre especies de los géneros *Alnus*, *Betula*, *Crataegus*, *Fraxinus*, *Parietalia*, *Populus*, *Prunus*, *Quercus*, *Rosa*, *Salix*, *Tilia*, etc. (G. BUSTILLO y F. RUBIO, 1976; SAUER, 1984).

Se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en la localidad antes citada.

DAÑOS

La oruga es defoliadora.

BIOLOGIA

Especie univoltina, el imago vuela durante los meses de noviembre, diciembre y enero. La hembra pone los huevos tanto aislados como en pequeños grupos sobre la planta nutricia. La especie pasa al resto del invierno y

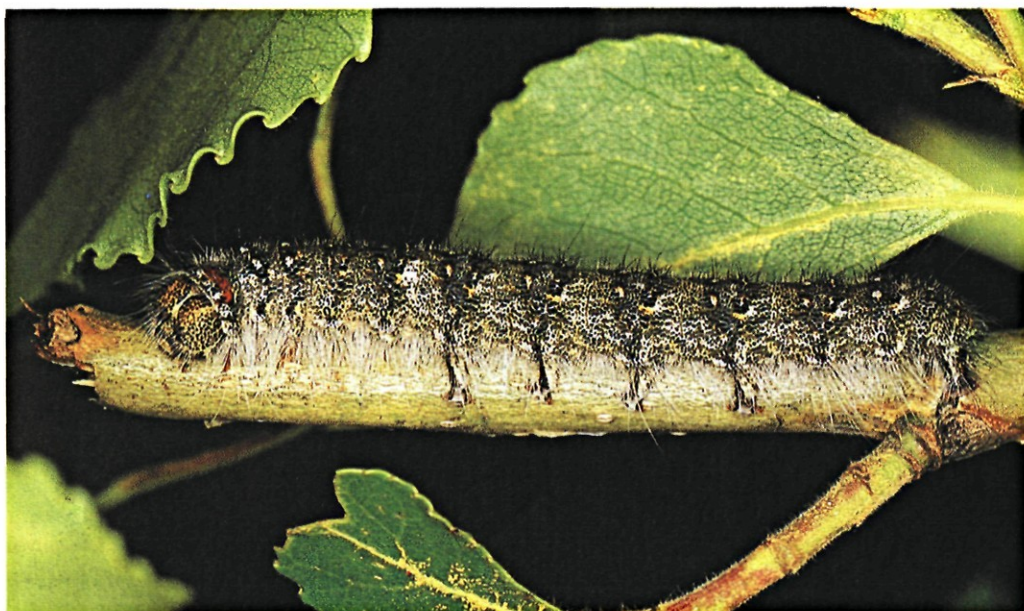


Fig. 98.—Oruga de *Poecilocampa populi*.

comienzo de la primavera en el estado de huevo. Las orugas nacen entre mayo y junio, y se alimentan hasta julio, época en la que crisalida en un capullo muy resistente, formado por seda, excrementos y partículas de tierra, entre la hojarasca y la vegetación herbácea. Permanece en forma de crisálida hasta

noviembre, época en la que comienzan las emergencias de imagos.

METODOS DE CONTROL

Similares a los recomendados en *Phalera bucephala* (L.).

Endromis versicolora

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Phalaena versicolora LINNAEUS, 1758; *Phalaena versicoloria* LINNAEUS, 1760; *Phalaena versicolor* LINNAEUS, 1761; *Endromis versicolora* (L.) OCHSENHEIMER, 1810; *Dorvillia versicolora* (L.) LEACH, 1810; *Dimorpha versicolora* (L.) HBN., 1822.

DESCRIPCION

El adulto tiene una envergadura alar de 53-78 mm. Las antenas más cortas que la mitad de la costa, fuertemente bipectinadas en el macho y menos en la hembra. Carece de frenulum. Manifiesta un cierto dimorfismo sexual; así la hembra de mayor tamaño tiene un color de fondo marrón pálido mientras que en el macho es marrón rojizo oscuro. Región occipital blanca en las hembras y blanco-amarillenta en los machos; tégulas bordeadas posteriormente de blanco; tórax marrón pálido en las hembras y marrón rojizo oscuro en los machos; abdomen marrón grisáceo pálido con bandas grises en las hembras y marrón rojizo oscuro muy intenso en los machos. Las alas anteriores de los machos de color marrón rojizo oscuro; punto basal blanco; línea antemedial blanca limitada distalmente por otra negra; franja mediana blanquecina irregularmente marcada y en ocasiones poco aparente; línea postmediana blanca exteriormente y negra interiormente, con un



Fig. 99.—Adulto de *Endromis versicolora* (♂).



Fig. 100.—Adulto de *Endromis versicolora* (♀).



Fig. 101.—Adulto de *Endromis versicolora* en reposo.

profundo seno al aproximarse al dorsum y de cuyo vértice parte un trazo blanco hasta el tornus; marca negra, en forma de coma, sobre la nervadura transversal que cierra la celda; tres manchas correlativas, triangulares, blancas y de tamaño decreciente en el apex; venación terminal blanca, acabada en una mancha blanca en forma de espátula al llegar al termen. Las alas posteriores son marrón rojizas intensas, con dos manchas triangulares blancas en el apex y línea postmediana negra, así como el punto discal. Las alas de las hembras tienen un diseño similar a las del macho pero con un color de fondo mucho más claro.

Los huevos son de color amarillo y posteriormente se vuelven castaño oscuros, de forma subcilíndrica y finamente reticulados. Las orugas son de color verde, dorsalmente más claras; los pliegues transversales blancos muy finos; protuberancia piramidal dorsal en el undécimo segmento; dos líneas laterales en los tres segmentos anteriores y en los demás

estriás oblicuas blancas; después de la última muda se vuelven marrón rojizas, alcanzando una longitud de 50-60 mm. La crisálida es cilíndrica, de color marrón rojizo, con el cremaster curvado y cubierto de pequeños ganchos.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie europea, se distribuye por Europa central y septentrional, alcanzando por el este a los Urales y por el sur la España e Italia septentrionales (TOUFLET, 1976).

En nuestro país se encuentra en las provincias de La Coruña, Santander, Guipúzcoa, Alava y Navarra (AGENJO, 1964; G. AIZPURÚA, 1974; G. BUSTILLO y F. RUBIO, 1976), así como en Lérida, Barcelona y Gerona (VILLARUBIA, 1977).

En este trabajo se la ha localizado en Elizondo (Navarra).

PLANTAS HUESPEDES

Relativamente polífaga se la ha citado sobre especies de los géneros *Alnus*, *Betula*, *Carpinus*, *Corylus*, *Salix* y *Tilia* (AGENJO, 1964; G. VIEDMA, 1970; G. BUSTILLO y F. RUBIO, 1976; ROUGEOT y VIETTE, 1980; SAUER, 1982, 1984; KOCH, 1984).

Se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades antes citadas.

DAÑOS

La oruga es defoliadora.

BIOLOGIA

Especie univoltina, los imagos vuelan entre los meses de febrero y abril tanto durante el día como por la noche. Una vez fecundada, la hembra deposita los huevos en grupos de 120-140 unidades, en hileras simples o dobles sobre el extremo de las ramillas finas y bajas de la planta nutricia. Las orugas nacen en el mes de mayo, se alimentan durante este mes y el de junio, y crisalidan a finales de éste



Fig. 102.—Oruga de *Endromis versicolora*.

o principios de julio, tras deambular errantes buscando un lugar adecuado para hacer el capullo, que es de color marrón, oval y apergaminado, localizándolo suelto sobre el suelo o ligeramente enterrado. En estado de crisálida pasa el resto del año hasta que a finales del invierno siguiente emergen los adultos, pu-

diendo permanecer en diapausa hasta cuatro años consecutivos (LE MASURIER, 1976).

MÉTODOS DE CONTROL

Similares a los recomendados en *Phalera bucephala* (L.).

Agriopsis marginaria

(FABRICIUS, 1777)

SINONIMIAS

Erannis marginaria (FABRICIUS, 1777); *Hibernia marginaria* (FABRICIUS, 1777); *Erannis testacea* (RETZIUS, 1783); *Erannis progemmaria* (HUFNAGEL, 1767); *Erannis capreolaria* (ESPER, 1796).

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de 14 mm. la hembra y 36 mm. el macho, diferencia debida a las alas rudimentarias que tiene la hembra. Las antenas son pectinadas en los machos y filiformes en las hembras. La cabeza, el tórax y el abdomen son de color pálido asalmonado. Las alas anteriores son de color asalmonado con las líneas antemediana, mediana y postmediana de color pardo grisáceo; área subterminal y terminal del ala de un color asalmonado más oscuro; línea terminal de puntos negros espaciados; mancha en forma de media luna sobre la venula transversal que cierra la celda. Alas posteriores más pálidas, con una línea terminal de puntos negros, línea postmediana y punto discal pardos oscuros. En ambos casos las fimbrias son del color asalmonado de las alas.

La hembra tiene el cuerpo pardo asalmonado con sombras grises oscuras; las alas anteriores son de menor envergadura que las posteriores, siendo en ambos casos rudimentarias; tienen perfectamente definidas en negro las líneas postmediana y antemediana.



Fig. 103.—Adulto de *Agriopsis marginaria* (F.) (♂).



Fig. 104.—Adulto de *Agriopsis marginaria* (F.) (♀).



Fig. 105.—Oruga de *Agriopsis marginaria* (F.).

El huevo es al principio verde blancuzco, que después se vuelve rojizo. La oruga es lisa, de color gris claro jaspeada de pardo o gris oscuro; en cada segmento hay una mancha dorsal oscura y otra lateral parda y blanca. La crisálida es marrón rojiza con el cremaster mucronado y de terminación bífida.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Se distribuye a través de las regiones cálidas de Eurasia. G. AIZPURÚA (1974) la cita en las provincias de Alava, Guipúzcoa y SORIA (1987) la cita en Segovia y Toledo. En este trabajo se la ha encontrado en las localidades de Madrid: San Martín de Valdeiglesias y Navarra: Elizondo.

PLANTAS HUESPEDES

Se la ha citado sobre especies botánicas de los géneros *Fagus*, *Prunus* y *Quercus* (SAUER, 1984), estando citada también sobre *Alnus* spp. (FRIONNET, 1904; GORNY, 1979). Se la ha

encontrado en *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades antes citadas.

DAÑOS

La oruga es defoliadora.

BIOLOGIA

Especie univoltina; el imago vuela durante los meses de febrero, marzo y abril; en ocasiones tiene lugar una emergencia adelantada en otoño (G. AIZPURÚA, 1974). La oruga se alimenta durante los meses de abril, mayo o junio. Crisalida en el suelo y en este estado pasa el resto del verano, el otoño y el invierno.

PARASITOS Y PREDADORES

GORNY (1979) cita al himenóptero ichneumonídeo *Ophion luteus* (L.) como un parásito de orugas.

METODOS DE CONTROL

Pulverización primaveral a base de los mismos productos insecticidas recomendados para el control de *Ennomos alniaria* (L.).

En el otoño se pueden colocar bandas de pegamento en los fustes, que sirven para capturar a las hembras casi ápteras, que suben por el tronco, desde el suelo hasta las ramas, para efectuar las puestas.

Biston betularia

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Geometra betularia LINNAEUS, 1758; *Amp-hidasis betularia* (LINNAEUS, 1758); *Biston p-graecum* PODA.

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de 51-60 mm. Cabeza y tórax muy peludos, de color gris claro-amarillento, con una línea transversal negra en el protórax. Las antenas fuertemente pectinadas y atenuadas, acabando en un ápice filiforme, por el contrario en las hembras están muy débilmente pectinadas. Las alas anteriores son de color blanco amarillento o pardo grisáceas, intensamente jaspeadas por puntos negros; existen ejemplares melánicos; tiene una franja subbasal negra, línea antemediana negra que se inicia en la costa y que desaparece normalmente antes de llegar al dorsum; franja antemediana costal negra, que desaparece antes de llegar al dorsum; trazos negros de la línea postmedia y de la subterminal; fimbrias blancas con tramos negros. Las alas posteriores son de similar coloración a las anteriores y sólo tienen un rudimento de la línea subterminal. El abdomen es blancoamarillento jaspeado de negro, como las alas.

El huevo es ovalado de color verde grisáceo, que posteriormente se vuelve rojizo, y está fuertemente nerviado. La oruga es alar-

gada de color verde amarillento, gris, marrón o rojiza purpúrea y tiene líneas dorsales oscuras; muestra grandes verrugas blancuzcas sobre el octavo y oncenno segmentos; la cabeza es acorazonada y del mismo color que el cuerpo. La crisálida es marrón oscura, rojiza oscura o marrón negruzca; el cremaster termina en un mucrón de ápice bifido.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Euroasiática; según algunos autores la especie *Biston cognataria* GUEN. de Norteamérica es considerada como una raza de *B. betularia* (NOVAK y SEVERA, 1980). En nuestro país, G. AIZPURÚA (1974) la cita en las provincias de Alava, Guipúzcoa, Huesca, Nava-



Fig. 106.—Adulto de *Biston betularia* (L.).



Fig. 107.—Oruga de *Biston betularia* (L.).

rra y Vizcaya, y en este trabajo se la ha encontrado en la localidad navarra de Elizondo.

PLANTAS HUESPEDES

Polífaga sobre numerosas frondosas; en este estudio se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en la localidad antes citada.

DAÑOS

La oruga es defoliadora.

BIOLOGIA

Especie considerada univoltina, cuyo imago vuela desde últimos de mayo hasta septiembre, puede ocurrir que sea bivoltina, correspondiendo las capturas de agosto y sep-

tiembre a una segunda generación de imagos, descendientes de los imagos más precoces de la primera generación, y siempre que las condiciones climáticas de la estación lo permitan (FORSTER y WOHLFAHRT, 1981).

Las orugas se pueden encontrar sobre la planta nutricia desde julio hasta octubre, época en la que crisalida en el suelo para pasar el invierno.

PARASITOS Y PREDADORES

Se ha citado como parásito de orugas al himenóptero braconido *Ascogaster rufipes* LATR. (GORNÝ, 1979).

METODOS DE CONTROL

Los mismos que para *Ennomos alniaria* (L.).

Biston strataria

(HUFNAGEL, 1967)

SINONIMIAS

Biston prodromaria DENNIS y SCHIFFERMULLER, 1775; *Biston marmorata* SULZER, 1776.

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de 40-48 mm. La cabeza y el tórax son peludos, de color blanco cremoso con tonalidades grises; protórax con una línea transversal negra; tégulas limitadas discalmente por líneas curvas negras; mancha distal triangular de color marrón. Abdomen gris negruzco con pelos amarillentos dorados. Ventralmente la cabeza y el tórax están cubiertos de una «borra» marrón. Antenas fuertemente pectinadas en los machos y levemente en las hembras. Las alas anteriores son de color blanco cremoso, con tonos amarillentos o más o menos pardos, y jaspeadas por numerosos puntos negros; línea antemedia quebrada y de color negro, que limita terminalmente una ancha banda marrón; línea postmedia negra, quebrada y muy definida; línea subterminal negra, quebrada y en ocasiones poco definida; las líneas subterminal y postmedia limitan una banda transversal marrón; el área terminal comprendida entre el tornus y la mitad del termen están intensamente jaspeadas de puntos negros; fimbrias gris oscuras con tramos blancos, según el color del área terminal del ala. Las alas posteriores de color blanco

cremoso, menos jaspeada de puntos negros que las anteriores; banda postmediana marrón tenue, limitada interiormente por una línea negra; línea antemedia negra poco definida. Existen formas melánicas.

El huevo es ovalado, de color verde blanuzco inicialmente y después se torna amarillo grisáceo. La oruga es de color marrón o gris-ceniza, con verrugas dorsales poco aparentes; sobre el primer, séptimo y octavo segmentos aparecen unas protuberancias laterales y sobre el oncenno segmento existe un abultamiento transversal; la cabeza es de forma acorazonada o más o menos triangular y es de color marrón. La crisálida, robusta y



Fig. 108.—Adulto de *Biston strataria* (HUFN.).



Fig. 109.—Oruga de *Biston strataria*.

algo redondeada, es de color marrón; cremaster ornamentado y sobresaliente con un mucrón que termina bifurcándose brevemente.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Se distribuye por el área occidental de la Región Peleártica, incluyendo el norte de Africa. Citada por G. AIZPURUA (1974) en las provincias de Alava, Navarra, Santander y Vizcaya, y en Segovia y Toledo por SORIA (1987), ha sido encontrada en este trabajo en las localidades de San Martín de Valdeiglesias en la provincia de Madrid y de Elizondo en Navarra.

PLANTAS HUESPEDES

Polífaga, se alimenta de numerosas especies de frondosas. Se la ha encontrado en *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades antes citadas.



Fig. 110.—Oruga de *Biston strataria* vista dorsalmente.

DAÑOS

La oruga es defoliadora.

BIOLOGIA

Especie univoltina, el imago vuela durante los meses de febrero, marzo y abril. Las hembras efectúan la puesta sobre los brotes y las hojas de la planta nutricia, que en esa época ya están brotando. La oruga se encuentra du-

rante los meses de abril, mayo y junio; crisaliando en el suelo en los meses de junio y julio. Permanece en estado de crisálida el resto del verano, otoño e invierno, al final del cual o principios de la primavera emerge el adulto.

METODOS DE CONTROL

Pulverización primaveral a base de los mismos productos insecticidas recomendados para el control de *Ennomos alniaria* (L.).

Cabera pusaria (LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Geometra pusaria LINNAEUS, 1758; *Deilina pasaria* (LINNAEUS, 1758).

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de 24-28 mm. Las antenas de los machos están pectinadas, mientras que las de las hembras son filiformes. Cabeza, tórax y abdomen blancos; tégulas formadas por largos pelos blancos. Las alas tienen un color blanco, que a veces adquieren una tonalidad parda, y están ligeramente punteadas de gris. Las alas anteriores tienen perfectamente definidas en gris las líneas antemedia, media y postmedia, mientras que en las alas posteriores sólo se aprecian las líneas postmedia y media; las fimbrias son blancas.

El huevo es amarillento o verdoso, de forma oval y duro; las nerviaciones del micropilo son muy robustas y las transversales en cambio son débiles. La oruga es alargada, de color verde amarillento, con los bordes de los segmentos rojizos; dorsalmente cada segmento posee una mancha pardo oscura con dos puntos blancos laterales; la cabeza es verde más oscura. La crisálida es marrón, cremaster mucronado terminado en dos ganchos simétricos, alrededor del cremaster emergen varias setas ganchudas.



Fig. 111.—Adulto de *Cabera pusaria* (L.).

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Distribuida por las regiones templadas de Europa y Asia, en nuestro país está presente en las provincias de Guipúzcoa, Huesca y Navarra (G. AIZPURÚA, 1974) y en el Valle de Arán de Lérida (DERRA y HACKER, 1982).

En este trabajo se la ha encontrado en las localidades de Avila: Mijares; Navarra: Elizondo, y Toledo: El Alamín y La Iglesuela.

PLANTAS HUESPEDES

Citada sobre especies de los géneros *Betula*, *Populus*, *Quercus*, *Salix* y *Ulmus* (FORSTER y



Fig. 112.—Oruga de *Cabera pusaria* (L.).

WOHLFAHRT, 1981; KOCH, 1984) lo ha sido también sobre *Alnus* spp. (FRIONNET, 1904; G. VIEDMA, 1970; GORNY, 1979; BACHILLER et al., 1981; FORSTER y WOHLFAHRT, 1981; SAUER, 1982, 1984; KOCH, 1984; NOVAK y SEVERA, 1984).

Se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN en las localidades antes citadas.

DAÑOS

La oruga es defoliadora.

BIOLOGIA

Dependiendo de las condiciones climáticas de la estación la especie es univoltina, en las más frías, y bivoltina, en las más cálidas, que es el caso de la mayoría de las áreas españolas

de baja altitud. Así, el imago vuela en una primera generación, durante los meses de mayo a julio, y en una segunda generación, durante julio y agosto. Las orugas se pueden encontrar en la planta nutricia desde junio hasta octubre. Crisalida en el suelo y pasa el invierno en estado de crisálida.

PARASITOS Y PREDADORES

GORNY (1979) cita como parásito larvario al himenóptero ichneumonídeo *Coccygomimus turionellae* (L.).

METODOS DE CONTROL

Normalmente innecesarios, aunque se pueden emplear los mismos que para *Ennomos alniaria* (L.).

Ennomos alniaria

(LINNAEUS, 1758 sensu auct.)

SINONIMIAS

Geometra alniaria LINNAEUS, 1758; *Deuteronomos alniaria* (LINNAEUS, 1758); *Deuteronomos canaria* HUBNER; *Deuteronomos tiliaria* BORKHAUSEN, 1794; *Ennomos autumnaria* WABG., 1859.

DESCRIPCION

El adulto posee una envergadura alar de 29-42 mm. Las antenas del macho están brevemente pectinadas, mientras que las de la hembra son filiformes. La cabeza y el tórax muy peludos de un intenso color amarillo. Las alas tienen un color base amarillo anaranjado, que en algunos ejemplares aparece ensuciado de gris en mayor o menor extensión (fig. 114). En las alas anteriores las líneas antemediana y postmediana son de color pardo grisáceo y están muy bien definidas, terminan festoneado con las fimbrias amarillas con tramos cortos pardo negruzcos; marca lumbar en la nervadura transversal que cierra la celda. Las alas posteriores con la línea postmediana bien definida y a veces acentuada por una banda interior oscura.

El huevo es cuadrado, duro y áspero, de color verdoso al principio, posteriormente se vuelve más oscuro, hasta llegar a convertirse casi negro. La oruga es muy alargada, de color pardo lo mismo que la cabeza, tiene en el quinto y noveno segmentos unas dobles pro-



Fig. 113.—Adulto de *Ennomos alniaria* (L.).



Fig. 114.—Algunos adultos de *Ennomos alniaria* presentan las alas «ensuciadas» de color gris.



Fig. 115.—Adulto de *Ennomos alniaria* en reposo.

tuberancias, así como en el oncenno segmento existen dos dientes subdorsales. La crisálida es cónica, de color pardo amarillento con tonalidades verdosas, el cremaster está muy aguzado y acaba en una serie de setas ganchudas.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Euroasiática. Ha sido citada en nuestro



Fig. 116.—Oruga de *Ennomos alniaria*

país en las provincias de Alava, Barcelona, Burgos, Guipúzcoa, Guadalajara, Huesca, León, Lérida, Navarra, Segovia, Teruel y Zaragoza (G. AIZPURÚA, 1974; MASÓ et al., 1979; VEGA-ESCANDON, 1980; IBARRA, 1982; ABOS, 1982; HACKER y WOLF, 1982; MÉNDEZ, 1983; IBARRA, 1983; SORIA, 1987).

En este trabajo se la ha encontrado en las localidades de Avila: Arenas de San Pedro y Mijares; Badajoz: La Codosera; Cantabria: Castrocillorigo; Guadalajara: Humanes; Madrid: San Martín de Valdeiglesias; Navarra: Elizondo; Salamanca: Candelario y El Payo, y Toledo: El Alamín y La Iglesuela.

PLANTAS HUESPEDES

Se la ha citado sobre especies de los géneros botánicos *Betula*, *Populus*, *Salix* y *Tilia* (KOCH, 1984; SAUER, 1984). Sobre *Alnus* spp. ha sido citado por FRIONNET (1904); EXPOSITO (1973); GORNY (1979), KOCH (1984) y SAUER (1984).

En las localidades antes citadas se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN.



Fig. 117.—Oruga de *Ennomos alniaria* vista dorsalmente.

DAÑOS

La oruga es defoliadora.

BIOLOGIA

Especie univoltina en Europa Central, en nuestro país es bivoltina con dos generacio-

nes consecutivas, la primera vuela durante los meses de junio, julio y agosto y la segunda vuela durante los meses de agosto, septiembre y octubre. Las orugas se encuentran sobre las hojas de la planta huésped desde junio hasta septiembre. Pasa el invierno en estado de huevo.

PARASITOS Y PREDADORES

GORNY (1979) cita como parásitos de orugas a los himenópteros ichneumónidos, *Ephialtes rufatus* (GMEL.), *Coccygominus turionellae* (L.) y *Gelix areator* (PANZ.).

METODOS DE CONTROL

Pulverizar el follaje a finales de primavera o al comienzo del verano con insecticidas antiquitinizantes como diflubenzuron o triflurmeturon, o bien con insecticidas biológicos a base de formulados de *Bacillus thuringiensis*.

Si fuese necesaria una solución más rápida



Fig. 118.—Oruga de *Ennomos alniaria* vista lateralmente.

se puede recurrir a insecticidas del grupo de los piretroides como cipermetrina, deltametrina, fenvalerato o permetrina, que actúan rápidamente y tienen muy poca persistencia,

o a insecticidas clásicos de amplio espectro como carbaril, clorpirifos o fenitrotion, o por último a insecticidas selectivos con la fauna útil como fosalone o metil-pirimifos.



Fig. 119.—Oruga de *Ennomos alniaria* vista lateralmente.

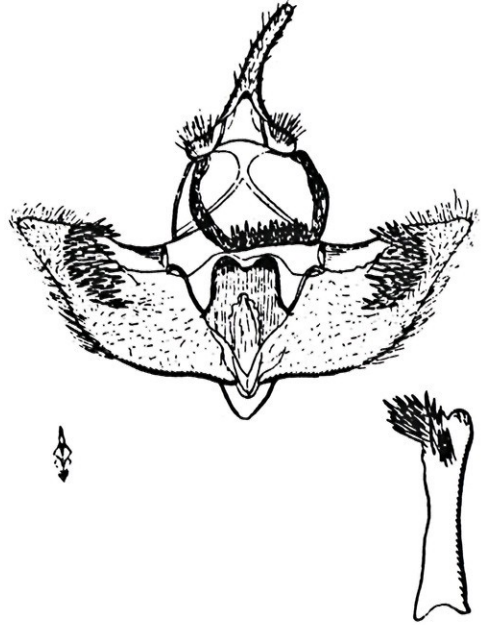


Fig. 120.—Andropigio de *Ennomos alniaria* (L.) (DE PIERCE, 1976).

Lycia hirtaria

(CLERCK, 1759)

SINONIMIAS

Biston hirtaria (CLERCK, 1759); *Lycia eremita* (SCOPOLI, 1763); *Lycia atomaria* (HUFNAGEL, 1767).

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de 40-43 mm. Las antenas son fuertemente pectinadas en el macho, mientras que en las hembras son filiformes. La cabeza y el tórax son peludos y de color pardo grisáceo; el abdomen es pardo amarillento. Las alas anteriores son de color gris claro o gris amarillento, con franjas transversales pardo negruzcas: franja antemediana doble, franja mediana poco definida y postmediana muy ancha y definida; punto negro en la nérvula transversal que cierra la celda. Las alas posteriores muestran franjas postmediana y mediana vestigiales. Fimbrias grises y negras.

El huevo es ovalado, de polos achatados y color verde y rojo, que después se vuelve verde oscuro. La oruga es cilíndrica de color marrón, gris ceniza, rojo o gris amarillento, con bandas longitudinales amarillas limitadas por finas rayas negras de diseño ondulado; sobre el oncenno segmento hay dos abultamientos negros. La crisálida es de color marrón oscuro, textura rugosa y ligeramente cubierta de pelos, cremaster mucronado y apicalmente bifurcado.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Ampliamente distribuida por la Europa templada y en Asia hasta el Lejano Oriente; en España ha sido citada por G. AIZPURÚA (1974), en las provincias de Alava, Guipúzcoa, Navarra, Santander y Vizcaya.

En este trabajo se la ha encontrado en las localidades de Avila: Arenas de San Pedro y Mijares; Navarra: Elizondo, y Toledo: El Alamin y La Igesuela.

PLANTAS HUESPEDES

Especie polífaga, ha sido citada sobre diversas frondosas pertenecientes a los géneros *Alnus*, *Betula*, *Fraxinus*, *Populus*, *Quercus*, *Tilia*, *Ulmus* y *Vaccinium* (KOCH, 1984).



Fig. 121.—Adulto de *Lycia hirtaria* (CLERCK).



Fig. 122.—Oruga de *Lycia hirtaria*.

Se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades antes citadas.

DAÑOS

La oruga es defoliadora.

BIOLOGIA

Especie univoltina; el imago vuela desde finales de febrero hasta principios de junio, según las condiciones climáticas de la estación.

Las orugas se pueden encontrar sobre la planta huésped desde abril hasta septiembre, necesitando un promedio de dos meses para completar su desarrollo. Crisalidan en el suelo, donde permanecen el resto del verano, otoño e invierno. Esta especie puede permanecer en diapausa varios años (KOCH, 1984).

PARASITOS Y PREDADORES

GORNY (1979) cita como parásitos de orugas a los himenópteros ichneumonidos *Coccygomimus turionellae* (L.) y *Ophion luteus* (L.).

METODOS DE CONTROL

Pulverización primaveral a base de los mismos productos insecticidas recomendados para el control de *Ennomos alniaria* (L.).



Fig. 123.—Vista lateral de la oruga de *Lycia hirtaria*.

Laothoe populi

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Sphinx populi LINNAEUS, 1758; *Smerinthus populi* (L.) LATREILLE, 1803; *Laothoe populi* (L.) FABRICIUS, 1807; *Amorpha populi* (L.) KIRBY, 1892.

DESCRIPCION

El adulto tiene una envergadura alar de 72-92 mm. La longitud de las antenas es menor que la mitad de las alas anteriores; el haustelo es corto; el frenulum está ausente en los machos y existen vestigios en las hembras; retináculo ausente. Las alas anteriores tienen un color de fondo marrón grisáceo con tonalidades marrón rosáceas y las venas ocre pálido; franja antemediana marrón oscura, franja mediana más amplia del mismo color, lo mismo que la subterminal, y la franja terminal formando una marca subapical triangular oscura; estigma reniforme blanquecino; termen lobulado. Las alas posteriores de color de fondo similar al de las anteriores, pero con una mancha basal grande rojiza mate, muy característica; al margen está también lobulado. EL tórax y el abdomen son de color marrón grisáceo.

El huevo es redondeado, de un brillante color verde amarillento pálido y finamente reticulado.

La oruga completamente desarrollada alcanza los 60 mm. de longitud. La cabeza es

triangular. El cuerpo es verde o verde azulado de textura rugosa y con rayas laterales oblicuas amarillas; los espiráculos son rojos; en ocasiones aparecen puntos subdorsales rojos. El cuerno del penúltimo segmento está bien desarrollado y es de color verde amarillento, en ocasiones con tonalidades rojizas.

La pupa, con una longitud de 35 mm. es marrón negruzca y bastante rugosa. El rudimento de proboscis está hundido en el tórax.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Paleártica occidental, se encuentra en toda Europa hasta las regiones árticas y hacia el Este y la URSS y Siria.

En nuestro país está presente en casi todo el territorio peninsular, con excepción del



Fig. 124.—Adulto de *Laothoe populi* (L.).



Fig. 125.—Oruga de *Laothoe populi* (L.).

tercio meridional donde está ausente, aunque esté presente en las serranías de la provincia de Cádiz (G. BUSTILLO y F. RUBIO, 1976).

En este trabajo se la ha encontrado en las localidades de Cádiz: Jimena de la Frontera; Navarra: Elizondo, y Toledo: El Alamín.

PLANTAS HUESPEDES

Polífaga se la encuentra en numerosas frondosas pertenecientes a los géneros *Alnus*, *Amygdalus*, *Betula*, *Fraxinus*, *Malus*, *Parietaria*, *Populus*, *Pyrus*, *Salix* y *Ulmus* (G. BUSTILLO y F. RUBIO, 1976).

Ha sido encontrada en *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

Especie defoliadora que devora las hojas de la planta huésped dejando solamente la venación central. Se alimenta durante la noche.

BIOLOGIA

El imago es bivoltino, presentando una primera generación o período de vuelo durante los meses de mayo y junio y otra segunda generación en los de julio-agosto y septiembre. La hembra fecundada puede llegar a poner hasta 350 huevos, bien aisladamente o en pequeños grupos en el envés de las hojas. Se pueden encontrar orugas desde el mes de junio al de septiembre, apreciándose el solapamiento de ambas generaciones en los meses de julio y agosto. Inverna en el estado de crisálida de la segunda generación.

MÉTODOS DE CONTROL

Similares a los recomendados en *Phalera bucephala* (L.).

Mimas tiliae

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Sphinx tiliae LINNAEUS, 1758; *Smerinthus tiliae* (L.) LATREILLE, 1803; *Dilina tiliae* (L.) DLM., 1816.

DESCRIPCION

El adulto posee una envergadura alar de 70-80 mm. La longitud de las antenas es menos de la mitad de las alas anteriores. Haustello corto. El tórax de color gris verdoso con bandas laterodorsales más oscuras. Las alas anteriores tienen un color de fondo que varía desde el marrón claro al oscuro, siempre con tonalidades grises; franja basal gris verdosa oscura; franja mediana gris oliva oscuro, a menudo interrumpida subdorsalmente por una proyección terminal mediana; franja terminal ancha y de color gris verdoso oscuro; mancha apical pálida de color verde blanquecino; termen, a la altura del tornus y medianamente, dentado irregularmente. Las alas posteriores son de color marrón ocre con una mancha subterminal y un disco más oscuro marrón verdoso. El abdomen es gris verdoso también.

El huevo es ovalado y de un brillante color verde pálido.

La oruga completamente desarrollada alcanza una longitud de 60 mm.; tiene el cuerpo afilado fuertemente hacia la cabeza y es de color verde, aunque se vuelve marrón grisá-

cea antes de pupar; de tacto áspero y rugoso, presenta rayas laterales oblicuas de color amarillo y espiráculos rojos; el cuerno del on-



Fig. 126.—Adulto de *Mimas tiliae* (L.) (♂).



Fig. 127.—Adulto de *Mimas tiliae* (L.) (♀).

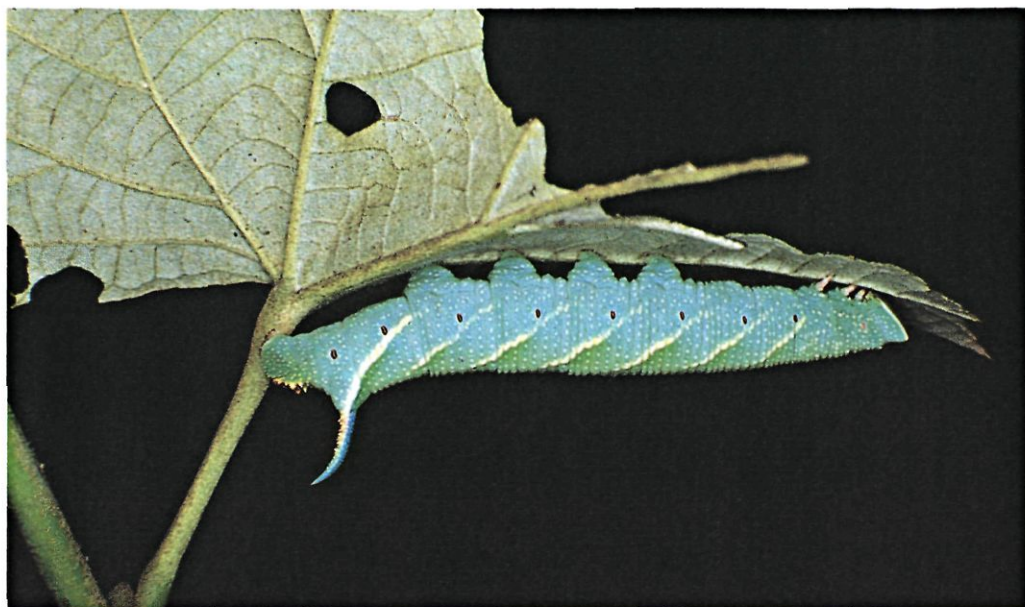


Fig. 128.—Oruga de *Mimas tiliae* (L.).

ceno segmento está bien desarrollado y es de color azul claro dorsalmente con tonos rojos y amarillos ventralmente; posteriormente posee unas diminutas placas amarillas.

La crisálida es globosa, de color marrón rojizo oscuro y alcanza una longitud de hasta 35 mm., el rudimento de probóscide alcanza el lado externo de las alas; el cremaster es rugoso dotado de tubérculos agudos.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie europea, se extiende por Siberia hasta el Japón. Citada en una ancha franja septentrional de España por G. BUSTILLO y F. RUBIO (1976), en este trabajo se la ha encontrado en las localidades de Avila: Mijares; Madrid: San Martín de Valdeiglesias; Navarra: Elizondo, y Toledo: La Iglesuela.

PLANTAS HUESPEDES

Especie polífaga, se desarrolla sobre un elevado número de frondosas, como son las es-

pecies pertenecientes a los géneros *Acer*, *Aesculus*, *Betula*, *Castanea*, *Celtis*, *Corylus*, *Fraxinus*, *Juglans*, *Lonicera*, *Malus*, *Morus*, *Prunus*, *Pyrus*, *Quercus*, *Rubus*, *Salix*, *Tilia* y *Ulmus* (G. BUSTILLO y F. RUBIO, 1976).

Sobre el género *Alnus* ha sido citada por G. BUSTILLO y F. RUBIO (1976); SAUER (1982); PHILLIPS y CARTER (1983); KOCH (1984), y NOVAK y SEVERA (1984).

En este trabajo se la ha localizado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

Oruga es defoliadora y devora las hojas de la planta huésped dejando solamente el nervio central. Se alimenta durante la noche, permaneciendo en reposo durante el día en el envés de las hojas.

BIOLOGIA

El adulto es univoltino y su periodo de

vuelo abarca desde el mes de mayo hasta el de agosto, desarrollando su actividad durante la noche y permaneciendo mimetizada durante el día sobre los troncos gracias a su críptica coloración.

Las hembras realizan la puesta de los huevos, bien aisladamente o en pares, normalmente en el envés de las hojas.

Las orugas se desarrollan durante los meses de verano y completan su desarrollo con la llegada del otoño, época en la que bajan desde las hojas al suelo para crisalidar en un débil capullo someramente enterrado en el suelo. En ocasiones han crisalidado en las grietas de la corteza de los troncos.

En estado de crisálida pasa la época inver-

nal, para emerger en estado adulto durante los meses de mayo a agosto.

PARASITOS Y PREDADORES

GNINENKO et al. (1983) indican que los parásitos encontrados en esta especie, tales como los himenópteros ichneumónidos *Ichneumon* sp. y *Ambyteles* sp., no tienen un papel importante en el control de la especie.

METODOS DE CONTROL

Similares a los recomendados en *Phalera bucephala* (L.).

Smerinthus ocellata

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Sphinx ocellata LINNAEUS, 1758; *Smerinthus ocellata* (L.) LATREILLE, 1803; *Dilina ocellata* (L.) DLM., 1816.

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de 75-95 mm. y las antenas de menor longitud que la mitad de las alas anteriores; presenta un haustelo débil y corto, un frénulo reducido y sin retináculo. El tórax es marrón chocolate oscuro y en algunos ejemplares aparecen bandas dorsales sublaterales pardo grisáceas. Las alas anteriores con el color de fondo marrón rosáceo; franja antemedia oscura, media y postmedia marrones oscuras y unidas medianamente; estigma reniforme bordeado de marrón; dos líneas subterminales anchas con una mancha marrón oscura entre ellas; franja terminal formando una marca grande subapical triangular; termen bilobulado hacia el tornus. Las alas posteriores son rosadas, volviéndose ocráceas hacia el margen, y con una gran mancha en forma de ojo, limitada de negro, con el interior gris azulado y un gran punto negro en el centro. El abdomen es rosado.

El huevo es elipsoidal, de textura suave y color verde amarillento. La oruga en su completo desarrollo alcanza los 70 mm. de largo; el cuerpo es verde azulado, con una textura

rugosa y bandas oblicuas laterales amarillas o rosadas ribeteadas interiormente de verde más oscuro, estigmas bordeados de rojo, en ocasiones aparecen puntos subdorsales rojos. La crisálida es alargada y robusta, de color marrón oscuro y textura suave y lustrosa, con el rudimento de probocida fusionado al tórax y el cremaster engrosado basalmente, áspero y con tubérculos laterales punteados; alcanza una longitud de 40 mm.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Paleártica, se extiende a través de Europa, Asia Menor y toda Siberia, excepto en las regiones árticas. En España está presente en la mitad septentrional de la Península, con la excepción de enclaves en las sierras de Cádiz



Fig. 129.—Adulto de *Smerinthus ocellata* (L.).



Fig. 130.—Oruga de *Smerinthus ocellata*.

y Granada (G. BUSTILLO y F. RUBIO, 1976). Sin embargo, han aparecido citas posteriores en Huelva (HUERTAS, 1984) y Albacete (ALBERT y LENCINA, 1984) que inducen a pensar que esta especie pueda estar distribuida por todo el sur peninsular.

En este trabajo se la ha encontrado en las localidades de Navarra: Elizondo y Toledo: El Alamin.

PLANTAS HUESPEDES

Polífaga se la ha citado sobre numerosas especies de frondosas pertenecientes a los gé-

neros *Alnus*, *Amygdalus*, *Betula*, *Malus*, *Parietaria*, *Populus*, *Prunus*, *Pyrus*, *Salix* y *Tilia* (G. BUSTILLO y F. RUBIO, 1976), y sobre *Laurus nobilis* L. en Inglaterra (LOCKYER, 1978).

En este trabajo se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

La oruga defoliadora se alimenta durante la noche de las hojas de la planta huésped, dejando solamente la nerviación central.

BIOLOGIA

Especie bivoltina tiene una primera generación de adultos en los meses de mayo y junio y otra segunda en agosto-septiembre. Las hembras realizan la puesta en el envés de las hojas de la planta nutricia, poniendo huevos aislados o en pequeños grupos; una hembra puede llegar a poner hasta 300 huevos.

Las orugas se pueden encontrar desde el mes de junio hasta mediados de octubre.

Crisalidan en un débil capullo, someramente enterrado en el suelo, pasando la etapa



Fig. 131.—Oruga de *Smerinthus ocellata*.

invernal en forma de crisálida de la segunda generación.

PARASITOS Y PREDADORES

Se han encontrado los himenópteros ichneumonídeos: *Ichneumon deliratorius* L., *Amblyteles montorius* PANZ., *Hoplocryptus*

gracilus OR. y *Banchus pictus* F.; y los braconídeos: *Microplites ocellata* BE. y *Eulphus ramicronis* F. (REGNIER, 1925).

METODOS DE CONTROL

Similares a los recomendados en *Phalera bucephala* (L.).

Furcula bicuspis

(BORKHAUSEN, 1790)

SINONIMIAS

Phalaena (Bombyx) bicuspis BORKHAUSEN, 1790; *Cerura bicuspis* (B.K.H.); *Harpyia bicuspis* (B.K.H.); *Dicranula bicuspis* (B.K.H.).

DESCRIPCION

El imago con una envergadura alar de 40-48 mm. La cabeza blanca, con las antenas pectinadas, el tórax marrón grisáceo oscuro y el abdomen blanco con los espacios intersegmentales grisáceos. Las alas anteriores blancas, con pequeño punto basal negro; línea antemedial con una serie de puntos negros; franja media ancha, marrón grisácea oscura o casi negra, limitada de amarillo anaranjado, y los márgenes interior y exterior cóncavos; línea subterminal dentada y negra; mancha subapical negra y de forma casi triangular, limitada interiormente de amarillo anaranjado; dos puntos costales negros, entre la franja media y la mancha subapical; un punto discal negro y una serie de puntos terminales negros entre las venas. Las alas posteriores son blancas, con lúnula discal y venas marrón grisáceas.

El huevo es hemisférico y de color casi negro. La oruga tiene la cabeza marrón rojiza y el cuerpo verde brillante; banda dorsal marrón, con el diseño de una «silla de montar», bordeada de blanco y que se estrecha desde la cabeza al metatórax, donde se interrumpe,

continuando después hasta el segmento anal con tres extensiones, la mayor en el cuarto segmento abdominal, donde casi alcanza las falsas patas; las falsas patas anales están modificadas para formar el par de apéndices anales, dotados de flagelos retráctiles. La crisálida es de color negro.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Presente a lo largo de toda la Europa Central y Septentrional, penetra en Asia hasta el este de Siberia. En España se la localiza en Asturias, Cantabria, País Vasco y Navarra, así como también en el norte de Badajoz (G. BUSTILLO, 1979).

En este trabajo se la ha encontrado en la localidad navarra de Elizondo.

PLANTAS HUESPEDES

Se la ha citado sobre especies frondosas pertenecientes a los géneros *Betula*, *Fagus* y *Populus* (G. BUSTILLO, 1979; WORMS, 1979).

Autores, como FORSTER y WOHLFAHRT (1960), G. BUSTILLO (1979), WORMS (1979), ROUGEOT y VIETTE (1980), TEMPLADO (1983), NOCH (1984) y SAUER (1984) han citado este taxón sobre *Alnus* spp.

En este trabajo se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en la localidad anteriormente citada.



Fig. 132.—Adulto de *Furcula bicuspis* (BRK.).

DAÑOS

La oruga es defoliadora.

BIOLOGIA

El imago vuela durante los meses de marzo y abril en los biotopos meridionales y junio, julio y agosto en los más septentrionales; con las condiciones favorables necesarias puede tener lugar una segunda generación (G. BUSTILLO, 1979).

La puesta tiene lugar en grupos de dos o tres huevos, sobre el envés de las hojas. Las orugas se pueden encontrar desde junio hasta septiembre. La crisálida pasa el invierno en el interior de un pequeño y resistente capullo, tejido en un hueco del tronco o en la intersección de dos ramas de la planta huésped.

METODOS DE CONTROL

Similares a los recomendados en *Phalera bucephala* (L.).

Phalera bucephala

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Noctua bucephala LINNAEUS, 1758; *Bombyx bucephala* (L.) LINNAEUS, 1761; *Acrosema bucephala* (L.) MEIG., 1832; *Anticyra bucephala* (L.) Wlk., 1855; *Dinara bucephala* (L.) Wlk., 1856.

DESCRIPCION

La envergadura alar del imago es de 55-68 mm. La antena del macho está fuertemente pectinada y la de la hembra débilmente. El tórax es amarillo, con la tégula gris plateada y marrón rojiza. Las alas anteriores de color gris, salpicado dorsalmente de color plateado; línea subterminal negra, terminada de color marrón rojizo, encerrando una gran mancha amarillenta; punto discal pálido. Alas posteriores de color amarillo pálido, basalmente difuminadas débilmente de gris. Abdomen amarillento.

El huevo es hemisférico y de color blanco verdoso. La oruga, completamente desarrollada alcanza los 80 mm. de largo; tiene la cabeza negra brillante; el cuerpo es amarillo con una ancha banda dorsal negra, interrumpida en las zonas de intersección de los segmentos y bandas subdorsales, espiraculares y subespiraculares de color gris, interrumpidas también en las zonas de intersección de los segmentos; de forma cilíndrica y alargada carece de tubérculos y está dotada de una pu-

bescencia en forma de pinceles poco tupidos, largos y suaves de color albino o gris amarillento. La crisálida es marrón negruzca brillante, con el abdomen afilado y con dos puntos en su extremo anal.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Distribuida por toda Europa se introduce en Asia a través de Siberia. En el sur de España, Italia y Marruecos existe la subespecie *bucephalina* STAUDINGER.

En España está presente en la mitad septentrional peninsular y algunos enclaves meridionales correspondientes a masas boscosas de las provincias de Albacete, Cádiz, Granada, Huelva, Jaén y Málaga (G. BUSTILLO, 1979).

En este estudio se la ha localizado en Avila: Mijares; Badajoz: La Codosera; Cádiz: Castellar de la Frontera y Jimena de la Frontera; Huelva: Sotiel delas Calañas; Navarra: Elizondo, y Toledo: El Alamin y La Iglesiasuela.

PLANTAS HUESPEDES

Especie polífaga, ha sido citada sobre numerosos frondosas pertenecientes a los géneros *Quercus*, *Salix*, *Tilia* y *Ulmus* (G. BUSTILLO, 1979; HEATH et al., 1979); *Acer*, *Betula*, *Castanea* y *Populus* (G. BUSTILLO, 1979); *Corylus* (HEALTH et al., 1979) y *Fagus* (PORT y THOMPSON, 1980).



Fig. 133.—Adulto de *Phalera bucephala* (L.).

Ha sido citada sobre especies del género *Alnus* por G. BUSTILLO (1979); GORNY (1979); ROUGEOT y VIETTE (1980); TEMPLADO (1983), y KOCH (1984).

En este estudio se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

La oruga es defoliadora y se alimenta del parénquima foliar respetando sólo las nerviaciones.

BIOLOGIA

Especie bivoltina en nuestro país, presenta una primera generación de adultos, que vuelan durante los meses de abril, mayo y junio, y otra segunda, que lo hace en julio y agosto.

Las hembras realizan las puestas en grupos numerosos de 200-400 huevos sobre el envés de las hojas de la planta huésped. Las orugas de comportamiento gregario, se vuelven soli-

tarias en el último estadio; el comportamiento alimenticio de las orugas de los primeros estadios es muy característico, pues se colocan en «batería» en el envés de la hoja, sujetándose con el apéndice anal al nervio principal mientras devoran el borde de la misma.

Crisalidan en el suelo, sin formar capullo; las que proceden de la segunda generación de imagos pasan el invierno en este estado, pudiendo en algunos casos permanecer en diapausa hasta dos años, aunque lo normal es que con la llegada de la siguiente primavera emerjan los imagos de la primera generación del nuevo año.

PARASITOS Y PREDADORES

VIGGIANI y CURRADO (1978) citan como parásito de huevos al himenóptero afelinido *Cales noacki* (HOW.); CHARARAS (1972) cita como parásitos de orugas a *Prophanurus punctatissimus* RATZ. (*Hym.*, *Proctotrupidae*) y *Pimpla instigador* F. (*Hym.* *Ichneumonidae*), y GORNY (1979) cita a *Apanteles congestus* (NEES) (*Hym.*, *Braconidae*).

MÉTODOS DE CONTROL

Esta especie carece normalmente de interés económico, por lo que su control es normalmente innecesario, aunque si se estimase lo contrario se pueden combatir mediante la

pulverización del follaje con productos insecticidas del grupo de los antiquitinizantes, como el diflubenzurón o triflumurón, o con formulaciones de *Bacillus thuringiensis* en la época en la que aparecen los primeros estadios larvales.



Fig. 134.—Orugas de *Phalera bucephala* (L.).

Pheosia gnoma (FABRICIUS, 1777)

SINONIMIAS

Bombyx gnoma FABRICIUS, 1777; *Bombyx dictaeoides* ESPER, 1789; *Pheosia gnoma* (FABR.) HUBNER, 1819; *Leiocampa gnoma* (FABR.) STPH., 1828.

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de 46-58 mm. Las antenas del macho son pectinadas, mientras que las de las hembras son ciliadas. Las alas anteriores son alargadas y estrechas con un fondo blanco con tonalidades ocres; mancha alargada marrón oscura en la zona subapical de la costa; amplia línea subdorsal marrón oscura desde la base al tornus, con una línea blanca cerca del dorsum; línea blanca de forma triangular en el tornus, entre la segunda vena cubital y la tercera anal. Las alas posteriores con fondo blanco amarillento pálido y con punto tornal marrón oscuro. El tórax y el abdomen son marrón oscuro.

El huevo es semiesférico y de color verde pálido. La oruga en su completo desarrollo alcanza los 35 mm. de longitud; la cabeza es aplastada y el cuerpo cilíndrico de color marrón purpúreo-oscuro, o en ocasiones verde claro, con una amplia banda lateral amarilla; estigmas negros con fondo blanco; segmento abdominal octavo provisto de un tubérculo dorsal terminado en punta y con una raya transversal negra. La crisálida es alargada,

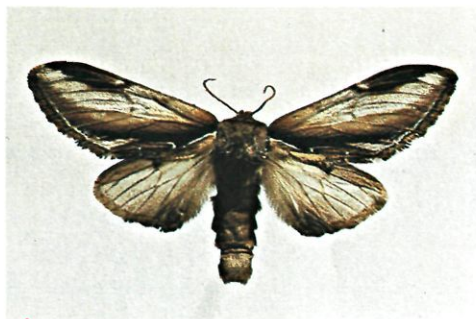


Fig. 135.—Adulto de *Pheosia gnoma* (F.).

de color marrón rojizo oscuro y dotada de un gancho en su extremo anal.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Paleártica, se extiende por Europa alcanzando por el Este las regiones siberianas. En España es bastante rara, encontrándose solamente en una estrecha franja pirenaica (G. BUSTILLO y F. RUBIO, 1976). En este trabajo se la ha encontrado en la provincia de Navarra en la localidad de Elizondo.

PLANTAS HUESPEDES

Citada sobre especies pertenecientes a los géneros *Alnus*, *Betula*, *Populus*, *Quercus* y *Salix* (G. BUSTILLO y F. RUBIO, 1976), se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.)



Fig. 136.—Adulto de *Pheosia gnoma* en posición de reposo.

GAERTN. en la localidad anteriormente citada.

DAÑOS

En el estado de oruga se alimenta de hojas de la planta huésped.

BIOLOGIA

Especie bivoltina, el imago vuela en los meses de abril, mayo y junio (primera generación) y en julio, agosto y septiembre (segunda generación), aunque en zonas de clima frío o de elevada altitud no le da tiempo para completar la segunda generación.

La hembra pone los huevos aisladamente en las hojas de la planta huésped. Las orugas se desarrollan durante los meses de junio y julio en una generación y durante septiembre y octubre la otra. Crisalidan bajo tierra dentro de una cámara tapizada de seda; las que proceden de la segunda generación de imagos invernan en el estado de crisálida.

METODOS DE CONTROL

Similares a los recomendados en *Phalera bucephala* (L.).

Elkneria pudibunda

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Phalaena (Bombyx) pudibunda LINNAEUS, 1758; *Dasychira pudibunda* (LINNAEUS, 1758).

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de 39-65 mm. Las antenas del macho están fuertemente bipectinadas hasta el ápice, mientras que las de la hembra lo están brevemente. La cabeza es blanco amarillenta sucia en el macho y blanco sucia en la hembra. Las alas anteriores son fundamentalmente grises en los machos, algo más pálidas en las hembras; las líneas subbasal, ante y postmedia normalmente diferentes entre los dos sexos, así en los machos es de color marrón grisácea oscura, mientras que en las hembras es marrón; el estigma reniforme está limitado de oscuro y no se aprecia en la hembra; la franja subterminal está formada por dos medias lunas oscuras, convexas hacia el termen y limitadas de blanco, normalmente se aprecian poco en la hembra; fimbrias grises con puntos negros de distribución variable. Las alas posteriores son de color gris pálido en los machos y casi blancas en las hembras; en la celda se aprecia una tenue mancha basal grisácea; franja postmedia de color marrón grisácea, más apreciable tornalmente. El tórax es gris oscuro en el macho y más claro en la hembra. El abdomen

del macho es gris claro, con un mechón oscuro en el primer segmento; el de la hembra es gris blanquecino.



Fig. 137.—Adulto de *Elkneria pudibunda* (L.) (♂).



Fig. 138.—Adulto de *Elkneria pudibunda* (L.) (♀).

El huevo es redondeado, levemente deprimido en el ápice y de color blanco, que posteriormente se vuelve castaño amarillento. La oruga completamente desarrollada alcanza los 45 mm. de longitud; el cuerpo es de un color amarillo limón vivo o azulado, en ocasiones marrón rojizo y hasta gris violáceo; desde el primer al cuarto segmentos abdominales aparecen cuatro grandes penachos de pelos coloreados, normalmente de amarillo, con una banda negra entre cada uno de ellos; del quinto al séptimo segmentos aparecen pequeños penachos de pelos, con rayas subdorsales negras; sobre el octavo segmento abdominal aparece un largo penacho de pelos rosados. La crisálida es marrón rojiza o negruzca, gruesa y vellosa.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie euroasiática, está ampliamente distribuida por Europa Central y Septentrional, siendo más escasa en la Meridional, Asia Central, Siberia y Japón.

En España coloniza la mitad septentrional de la Península Ibérica, con reducto en Granada (G. BUSTILLO, 1979). En este trabajo se la ha encontrado en las localidades de Elizondo y Olazagutía de la provincia de Navarra.

PLANTAS HUESPEDES

Polífaga, se la ha citado sobre numerosas frondosas pertenecientes a los géneros *Alnus*,



Fig. 139.—Adulto de *Elkneria pudibunda* (L.) en posición de reposo.

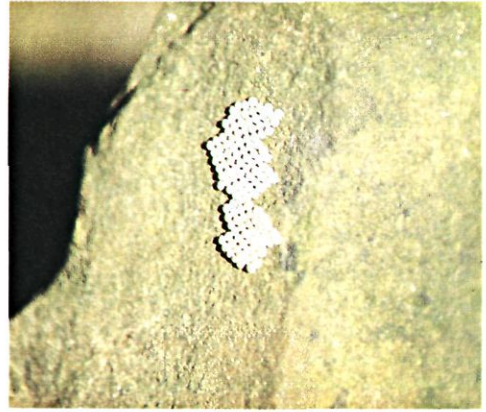


Fig. 140.—Puesta de *Elkneria pudibunda*.



Fig. 141.—Oruga de *Elkneria pudibunda*.

Betula, *Carpinus*, *Corylus*, *Fagus*, *Juglans*, *Populus*, *Quercus*, *Rosa*, *Rubus*, *Salix*, *Tilia*, *Ulmus*, etc. (AGENJO, 1959; G. BUSTILLO, 1979). Ha sido citada también sobre *Humulus lupulus* L. por WORMS (1979).

Se la ha encontrado alimentándose de *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades antes citadas.

DAÑOS

La oruga es defoliadora, causa graves daños en los hayedos centroeuropeos, existiendo numerosas citas de defoliaciones completas en los bosques de los países de este área desde el siglo pasado hasta nuestros días. En España no había constancia de ningún ataque importante en las masas de hayas españolas



Fig. 142.—Oruga de *Elkneria pudibunda* en posición defensiva.

(AGENJO, 1959), sin embargo, en los años 1982-84 han tenido lugar en Olazagutía (Navarra) defoliaciones intensas en una extensión de hasta 600 Ha. de hayas, en las cuales también defoliaban a los alisos que colonizaban los arroyos del monte.

BIOLOGIA

Especie univoltina, el imago vuela durante los meses de abril a agosto en lo que sería un prolongado período de emergencias escalonadas.

La puesta tiene lugar en plastones, que agrupan hasta 300 unidades, sobre las ramas, corteza u hojas de la planta nutricia. Las orugas se pueden encontrar desde junio hasta octubre. El nombre linneano de «pudibunda» obedece al comportamiento defensivo de la oruga, que al ser molestada esconde la cabeza bajo los segmentos torácicos.

Crisalida en un capullo flexible de color amarillento, formado por hilos de seda y pelos de la oruga, en una grieta de la corteza o entre las hojas caídas en el suelo. Los descen-

dientes de la segunda generación pasan el invierno en el estado de crisálida.

PARASITOS Y PREDADORES

Pimpla instigator F., *Pimpla examiner* F. e *Ichneumon* sp. son himenópteros parási-



Fig. 143.—Capullos de crisálidas de *Elkneria pudibunda*.

tos de orugas de la familia *Ichneumonidae*, mientras que *Echinomyia* sp. y *Tachina* sp. son dípteros de la familia *Tachinidae* que parasita orugas en sus últimos estadios (BONNE-MAISON, 1964).

METODOS DE CONTROL

Los productos insecticidas recomendados para controlar *Porthetria dispar* L. son eficaces también para *E. pudibunda*.

Porthetria dispar

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Phalaena (Bombyx) dispar LINNAEUS, 1758; *Lymantria dispar* (L.) AURIVILLIUS, 1891; *Porthetria dispar* (L.) HUBNER, 1818; *Ocneria dispar* (L.) KOZHANCHIKOV, 1950.

DESCRIPCION

El adulto tiene una envergadura alar de 45-65 mm. Las antenas del macho son bipectinadas hasta el ápice, con los peines internos más cortos que los externos, mientras que las antenas de las hembras están brevemente pectinadas. Tiene un marcado dimorfismo sexual, que inspiró el nombre linneano de «dispar»; así el macho posee la cabeza, el tórax, las alas y el abdomen de color marrón grisáceo, mientras que en las hembras, mucho más grandes, el color de fondo es blanco-crema pálido.

En el macho, las alas anteriores con las líneas antemedial, media, postmedia y subterminal de color marrón oscuro, visibles en ocasiones y en otras más o menos borradas y en todas ellas irregularmente onduladas; la névula que cierra la celda está señalada por una coma o media luna muy oscura; franja mediana oscura acusada y franja subterminal más oscura también; las fimbrias segmentadas de marrón y marrón oscuro. Las alas posteriores marrones con una sombra terminal más oscura.

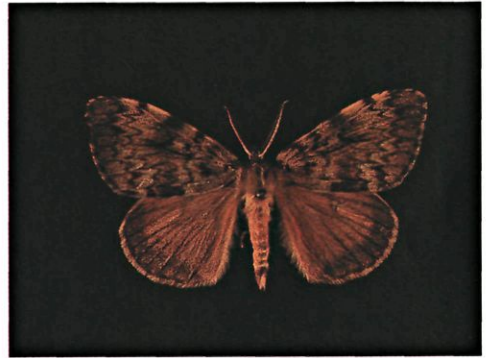


Fig. 144.—Adulto de *Porthetria dispar* (L.) (♂).



Fig. 145.—Adulto de *Porthetria dispar* (L.) (♀).

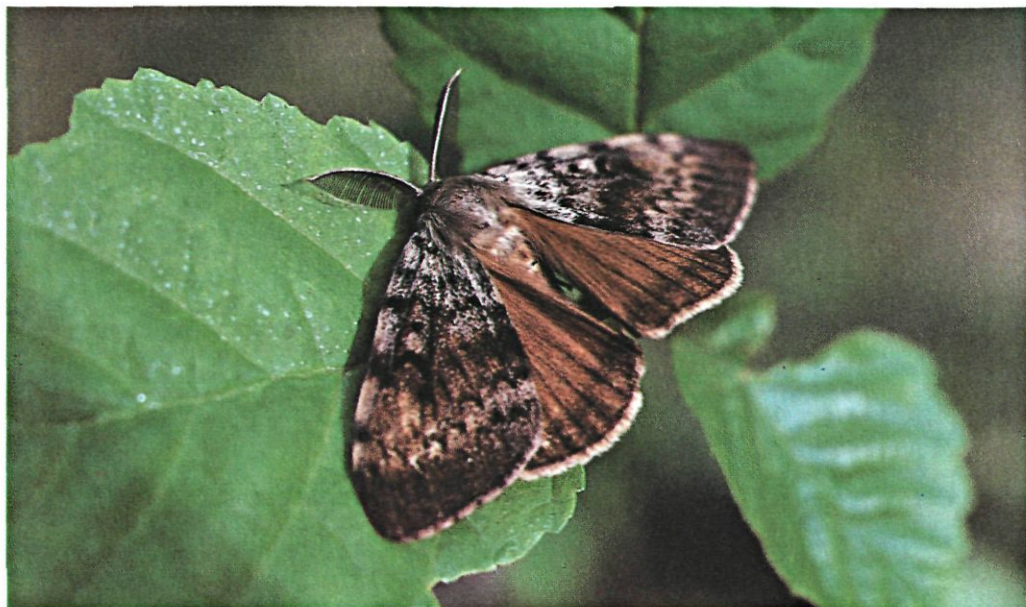


Fig. 146.—Macho de *Porthetria dispar* en posición de reposo.

En las hembras, el color de fondo es blanco cremoso pálido. Las alas anteriores con las líneas basal, antemedial, media y postmedia muy finas y de color marrón grisáceo; normalmente la basal y subterminal no son apreciables; el cierre en ángulo de la celda suele ser muy aparente; fimbrias blancas, con mechones negros en el centro de los espacios internerviales. Las alas posteriores con una



Fig. 147.—Puestas de *Porthetria dispar*.

franja postmediana y un punto discal; las fimbrias como en las alas anteriores. El abdomen es muy grueso, con una densa pubescencia anal amarillenta.

El huevo es grande, lustroso y ovalado-aplastado, de color marrón claro. La oruga completamente desarrollada mide de 45 a 70 mm. de longitud, la cabeza es marrón amarillenta con dos manchas alargadas negras en la placa frontal; cuerpo gris-verdoso con una línea dorsal más pálida; pináculo prominente con penachos de pelos sobre cada segmento a lo largo de las líneas subdorsal y subspiracular, de color marrón rojizo, excepto en las subdorsales de los segmentos torácicos y primero y segundo abdominales, que son de color azul.

La crisálida es corta y robusta, con el cremaster provisto de cortos pelos sedosos; las de las hembras son mucho más grandes y con el abdomen cilíndrico, mientras que en los machos el abdomen es cónico.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie originariamente paleártica, exten-



Fig. 148.—Oruga de *Porthetria dispar*.

dida por toda Europa, norte de Africa y Asia Central, desde España hasta el Japón y desde Marruecos hasta el paralelo 62° en Europa, se convirtió en holoártica gracias a un desafortunado experimento entomológico llevado a cabo en Estados Unidos el año 1869, durante el cual se produjo la suelta involuntaria de adultos de esta especie.



Fig. 149.—Oruga de *Porthetria dispar* vista dorsalmente.

En España está presente en toda la Península Ibérica y en las Islas Baleares (AGENJO, 1959; G. BUSTILLO, 1976 y 1979; BACHILLER et al., 1981).

En este trabajo se la ha encontrado en las localidades de Avila: Arenas de San Pedro y Mijares; Badajoz: La Codosera; Cádiz: Castellar de la Frontera y Jimena de la Frontera; Guadalajara: Humanes; Huelva: Nerva y Sotiel de las Calañas; Madrid: San Martín de Valdeiglesias; Navarra: Elizondo; Salamanca: Candelario y El Payo; Sevilla: El Ronquillo, y Toledo: El Alamin y La Iglesiasuela.

PLANTAS HUESPEDES

Extraordinariamente polífaga, se la ha observado en más de 100 plantas diferentes en su área paleártica, mientras que en la neártica, donde es mucho más agresiva, ataca a más de 400 especies botánicas (BACHILLER et al., 1981), entre las que se encuentran varias coníferas.

En España se alimenta preferentemente de especies del género *Quercus*, sobre todo



Fig. 150.—Oruga de *Porthetria dispar*.

Quercus suber L., *Quercus ilex* L. y *Quercus pyrenaica* WILD., aunque también ataca a especies frutales, *Castanea sativa* MILL., *Pinus radiata* DON. (AGENJO, 1959) y *Eucalyptus* spp. (G. BUSTILLO, 1976).

Sobre el género *Alnus* ha sido citada por HERARD et al. (1979); G. BUSTILLO (1979) y MORRIS (1983). En este trabajo se la ha encontrado en *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

La oruga defolia las hojas de la planta huésped. En el caso de elevadas densidades de población, los montes pueden llegar a quedar completamente defoliados, siendo entonces nulo el crecimiento de los árboles atacados y, si el ataque se repite en años sucesivos, puede llegar a provocar la muerte de los árboles por falta de reservas.

BIOLOGIA

Especie univoltina, el imago vuela, según

la región geográfica y la climatología del año, en los meses de junio, julio y agosto. Las hembras, casi sedentarias, atraen a los ágiles machos gracias a la emisión de una feromona sexual específica y tras la cópula efectúan la puesta en un lugar próximo al que accede normalmente andando.

La puesta tiene lugar en forma de plastones amarillos, formados por los huevos y la pelosidad abdominal de la hembra, unidos por un aglutinante que segrega. Cada hembra puede llegar a poner hasta 500 huevos. Los plastones se localizan normalmente sobre la cara protegida de los vientos de troncos y ramas de la planta huésped, aunque se pueden encontrar también en ramillas, hojas, paredes y piedras de las inmediaciones.

En estado de huevo pasa el otoño, invierno y el principio de la primavera; época en la que eclosiona, normalmente en el mes de abril en el centro de España.

La dispersión de la especie se efectúa mediante la oruga de primer estadio, que se desuelga en un hilo de seda y mediante sus abundantes pelos dotados de «flotadores», es llevada por el viento a largas distancias.



Fig. 151.—Crisálidas de *Porthetria dispar*.

Las orugas se alimentan normalmente durante dos meses, completando su desarrollo a finales de mayo, en las áreas españolas más meridionales, y en julio, en las más septentrionales. Crisalidan reunidas en grupos en las ramas bajas y troncos de los árboles y aisladamente entre las hojas. Las crisálidas están sujetas por el cremaster mediante hilos de seda y permanecen en este estado hasta tres semanas.

PARASITOS Y PREDADORES

Esta especie tiene numerosos enemigos naturales en la región paleártica: entre los parásitos de huevos destacan los himenópteros de la familia *Chalcididae*, *Anastatus disparis* RUSCHKA y *Oencyrtus kuwanai* HOW.; entre los parásitos de orugas están los himenópteros *Braconidae*, *Apanteles vitripennis* HAL., *Apanteles melanoscelus* (RATZEBURG) y *Apanteles liparidis* (BOUCHE), los dípteros *Tachinidae*, *Tricholyga segregata* ROND., *Exorista larvarum* (L.), *Carcelia separata* (RONDANI) y *Compsilura concinnata* (MEIGEN), y los himenópteros *Ichneumonidae*, *Phobocampe* sp., *Casinaria tenuiventris* (GRAVENHORST), *Coccygomimus instigator* (F.) y *Lymantrichneumon disparis* PODA.; entre los parásitos de crisálidas destacan los himenópteros *Chalcididae*, *Brachymeria intermedia* NESS. y *Mono-dontomeras aereus* WALK., y el *Ichneumonidae*, *Pimpla instigator* F. (ROMANYK y RUPÉREZ, 1960; HERARD et al., 1979 y BACHILLER et al., 1981).

De los predadores merecen mención espe-

cial los coleópteros *Carabidae*, *Calosoma sycophanta* L., *Calosoma inquisitor* L. y *Carabus gougeleti* REICHE (ROMANYK y RUPÉREZ, 1960; RIESGO, 1964; BACHILLER et al., 1981) que devoran orugas y crisálidas; también es un preparador de orugas del hemíptero *Pentatomidae*, *Picromerus conformis* (HERRICH-SCHAFFER) (HERARD et al., 1979).

MÉTODOS DE CONTROL

La fauna útil tiene un papel importantísimo en la reducción de las poblaciones de *P. dispar* cuando éstas alcanzan niveles de plaga, destacando los coleópteros predadores de la familia *Carabidae*. Por consiguiente es aconsejable la utilización de medidas de control que actúen respetando en lo posible a dicha fauna. Estas medidas son, por orden de menor a mayor incidencia ecológica aunque no de eficacia contra la plaga, la utilización de feromonas sexuales, los insecticidas biológicos y los insecticidas antiqunitinantes.

La feromona sexual puede emplearse a través de dos métodos de control: la captura masiva de machos y la confusión de los mismos en la cópula; el primero consiste en impregnar escamas o cintas con feromona y una liga, que se aplican sobre el terreno por medios terrestres o aéreos; el segundo está basado en un formulado microencapsulado, que libera lentamente la feromona al medio ambiente y que se aplica sobre el terreno como un insecticida convencional por medios terrestres o aéreos, imposibilitando la localización de las hembras por los machos (HAMEL, 1983).

Entre los insecticidas biológicos se encuentran los formulados a base de *Bacillus thuringiensis* y *Nucleopolydrosis virus*, que se aplican pulverizando el follaje y actúan con eficacia sólo sobre las orugas de primeros estadios.

Respecto a los insecticidas antiqunitinantes, la pulverización con formulados de difluzenurón o trifluzenurón han dado excelentes resultados.

En el caso de estar justificada una intervención drástica y rápida se pueden utilizar insecticidas convencionales como acefato, bendiocarb, carbaril, fosmet o triclorfón (HAMEL, 1983) o piretroides.

Acronicta alni

(LINNAEUS, 1767)

SINONIMIAS

Phalaena (Noctua) alni LINNAEUS, 1767;
Triaena alni (L.) HUBNER, 1818; *Apatele alni*
(L.) HBN., 1822.

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de 35-42 mm. de longitud. Las antenas dotadas de un penacho basal de pelos negros y escamas dorsales blancas, brevemente e intensamente ciliadas en los machos, mientras que en las hembras están dispersamente ciliadas. Las alas anteriores son más bien estrechas y la porción tornal del termen es levemente convexa; divididas longitudinalmente en dos mitades, una dorsal negruzca y otra costal de un intenso gris pálido; estrecha franja postmedia desde el colorido oscuro dorsal hasta la costa; banda basal negra; línea subbasal y antemedia gris pálido, bordeadas de gris más oscuro; línea postmedia muy oscurecida por el colorido dorsal, pero visible en el dorsum como un punto blanco; larga banda negra oblicua desde el tornus hasta la base de la costa, que solapa ligeramente el extremo distal de la banda basal; el dorsum es blanco basalmente, gris pálido en el tornus y gris negruzco en el resto; línea subterminal pálida, cortada por una negra y varias grises; estigma orbicular limitado de negro, estigma reniforme casi oscurecido por la franja postmedia,

limitado de negro allí donde es visible; normalmente existe una marca postreniforme gris pálido y de forma ovoide. Fimbria con bandas grises más oscuras. Las alas posteriores son blancas, con las venas distalmente marrón oscuras y franja terminal de anchura variable y color marrón grisáceo.

El huevo es aplanado y con un aspecto ampuláceo, finamente nerviado y escasamente reticulado; el micropilo procedente de una depresión circundante es de color blanco amarillento al principio que posteriormente se oscurece, manifestando dos anillos concéntricos de puntos claros.

La oruga completamente desarrollada tiene 35 mm. de longitud; la cabeza, placa protorácica y cuerpo negros, con una placa esclerotizada anterior de color amarillo pálido sobre cada segmento; cada placa, con la excep-



Fig. 152.—Adulto de *Acronicta alni* (L.).



Fig. 153.—Oruga de *Acronicta alni*.

ción del séptimo segmento abdominal, sirve de base a dos largas y negras setas espatuladas apicalmente. Las orugas de primeros estadios son fundamentalmente oscuras, con tal sólo la mitad posterior del metatórax y desde el primer segmento abdominal al octavo de color blancuzco sucio. En el tercer estadio la oruga se semeja a un excremento de ave, siendo muy lustrosa, con los segmentos torácicos y abdominales posteriores blanquecinos, mientras que en los cinco primeros segmentos abdominales son marrón grisáceos. En los últimos estadios se intensifica el contraste entre los segmentos blancos y el negro lustroso del resto del cuerpo.

La crisálida de color marrón oscuro; el noveno segmento abdominal acabado en una corona dorsal de espinas romas y acanalado ventralmente; cremaster en forma de yelmo, con dos espinas apicales y seis ventrales en forma de gancho.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Euroasiática, presente en toda Europa, penetra en Asia a través de Siberia hasta Japón.

Localizada en la España septentrional; ha sido citada según CALLE (1982) en las provincias de Asturias, Cantabria, Gerona, Guipúzcoa, León, Lérica y Navarra.

En este trabajo la hemos encontrado en las localidades de Castrocillorigo (Cantabria) y Elizondo (Navarra).

PLANTAS HUESPEDES

Polífaga, se alimenta de varias frondosas pertenecientes a los géneros *Betula*, *Populus*, *Quercus*, *Rosa*, *Salix*, etc. (SARTO, 1984).

Ha sido citada sobre especies del género *Alnus* por FORSTER y WOHLFAHRT (1980); SAUER (1982, 1984); BRETHERTON et al. (1983); PHILLIPS y CARTER (1983); KOCH (1984); NOVAK y SEVERA (1984); SARTO (1984).

La hemos encontrado en *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN, en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

La oruga es defoliadora, defoliando principalmente el ápice de la copa de la planta huésped.

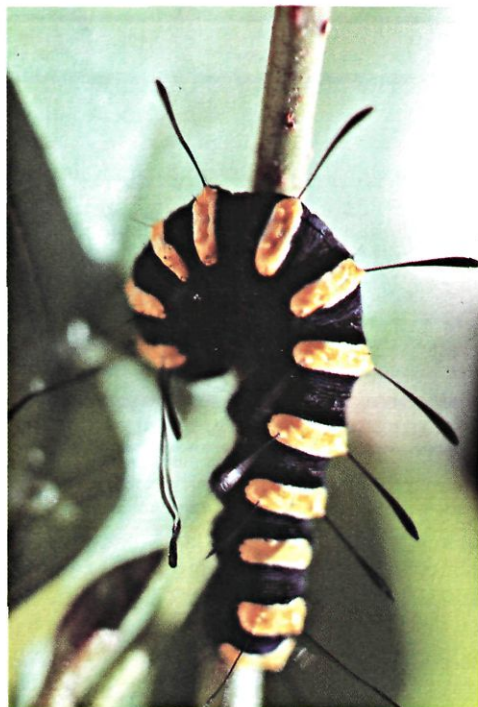


Fig. 154.—Oruga de *Acronicta alni* en su posición característica.



Fig. 155.—Oruga de *Acronicta alni*.

BIOLOGIA

Especie univoltina, el imago vuela durante los meses de abril a julio, sin embargo, en ocasiones favorables puede tener una segunda generación parcial (FORSTER y WOHLFAHRT, 1980) que vuela durante agosto y septiembre, como demuestran las capturas de Navarra y Guipúzcoa obtenidas por AIZPURÚA (1974).

La hembra efectúa la puesta individual en las hojas de la planta nutricia. La oruga se alimenta preferentemente en la región terminal de la copa del árbol donde está instalada, completamente expuesta a la acción de los

predadores, de los que se salva gracias a su coloración, que la semeja a un excremento de ave. Se encuentran orugas durante los meses de mayo a septiembre. Crisalida en el interior de un capullo de seda dentro de un túnel excavado en la madera podrida caída, que suele abundar en los bosques húmedos y de ribera (HEATH, 1979).

METODOS DE CONTROL

Similares a los recomendados en *Phalera bucephala* (L.) y en *Acronicta psi* (L.).

Acronicta leporina

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Phalaena (Noctua) leporina LINNAEUS, 1758; *Noctua bradyporina* HUBNER, 1813; *Apatele leporina* (L.) HBN., 1822.

DESCRIPCION

Envergadura alar del adulto de 37-48 mm. Las antenas con penachos basales de pelos blancos, blancas dorsalmente; con cilios esparcidos y cortos en los machos, y muy cortos pero más densos en el cuarto apical en las hembras. Las alas anteriores son bastante estrechas con el termen curvado oblicuamente; fondo blanco a gris ceniza, irregularmente salpicado de diminutos puntos negros; raya basal corta y negra; línea subbasal normalmente reducida a un punto costal negro; línea antemedia generalmente incompleta y visible sólo en sus extremos; línea postmedia normalmente de puntos negros y líneas angulosas, confinadas al área subcostal; línea subterminal de márgenes negros al azar, finos cerca del costado y del dorso, su curso completo se distingue como una sombra gris más oscura; venas generalmente más oscuras y visibles entre la línea subterminal y el termen, que en ninguna otra área alar; los estigmas superiores son finos e incompletamente bordeados de negro, de forma orbicular y tamaño pequeño; fimbria blanca, a veces interrumpida por la prolongación de los puntos

terminales negros. Las alas posteriores son blancas; largos cilios blancos en el dorso, venas normalmente de color gris pálido subterminalmente; línea terminal de puntos grises oscuros; fimbria blanca.

El huevo es plano, con numerosos y finos nervios; el micropilo es moderadamente largo y crece desde una depresión que lo rodea; de color pajizo pálido al principio, aparece después un punto más oscuro que se extiende desde el centro hasta cubrir progresivamente y casi por completo el huevo.

La oruga completamente desarrollada alcanza los 34 mm. de longitud. Cabeza verde pálido. Cuerpo cilíndrico y de color verde claro, más oscuro entre los segmentos, pero casi completamente tapado por largas, finas y blancas o amarillentas setas, que se curvan hacia la cabeza en el lado derecho de la oruga



Fig. 156.—Adulto de *Acronicta leporina* (L.).

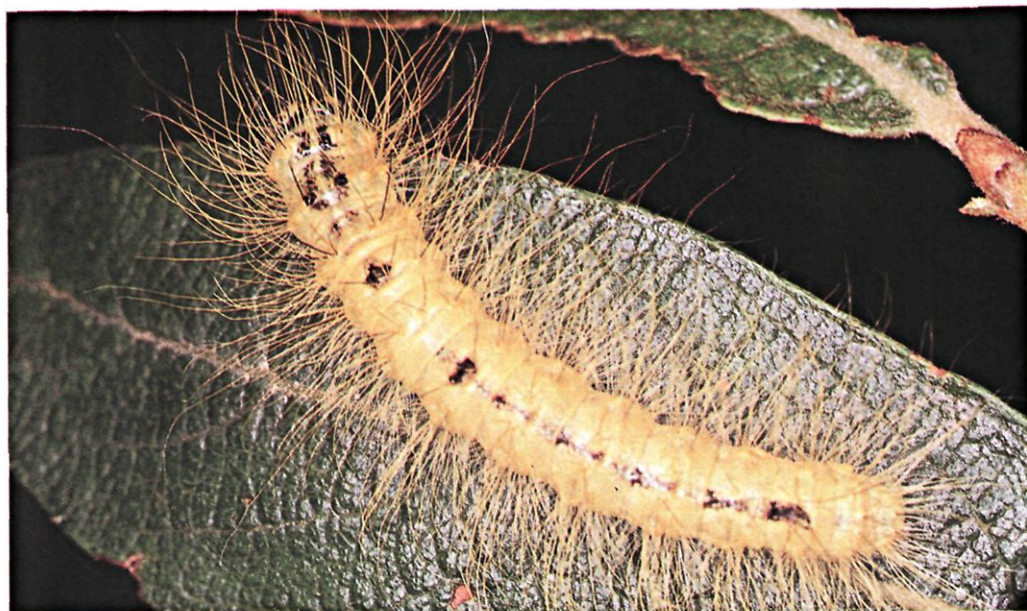


Fig. 157.—Oruga de primeros estadios de *Acrionicta leporina*.

y hacia atrás en el izquierdo. En las orugas de primeros estadios, los segmentos torácicos y el segundo, sexto y séptimo abdominales son blanquecinos; cuando termina su desarrollo y poco antes de crisalidar el cuerpo se vuelve pardo verdoso y las setas negruzcas.

La crisálida es marrón negruzca con una línea dorsal más oscura, las venas de las alas son verde oscuro; los segmentos anteriores casi cilíndricos, haciéndose más anchos gradualmente hacia el quinto segmento abdomi-



Fig. 158.—Oruga de *Acrionicta leporina*.

nal, pero sobresaliendo agudamente desde el séptimo, segmentos abdominales con un orificio dorsal anterior; cremaster protuberante subdorsalmente, con dos espinas dorsales apuntando hacia arriba y muchas cerdas ventrales robustas apuntando hacia abajo.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie holoártica, se encuentra localizada en la España Septentrional con capturas aisladas en las provincias de Alava, Barcelona, Guipúzcoa, Huesca, Lérida, Navarra, Pontevedra y Vizcaya (CALLE, 1982) y en León (SUÁREZ, 1984).

En este estudio se la ha encontrado en las localidades de San Martín de Valdeiglesias (Madrid), Elizondo (Navarra) y El Alamín (Toledo).

PLANTAS HUESPEDES

Citada sobre varias frondosas pertenecientes a los géneros *Betula*, *Corylus*, *Fraxinus*,



Fig. 159.—Oruga de *Acrionicta leporina*.

Ligustrum, *Populus*, *Salix* y *Tilia* (KOCH, 1984) y sobre *Fagus sylvatica* L. (HERCZIG et al., 1980).

Autores como GORNY (1979); FORSTER y WOHLFAHRT (1980); HERCZIG et al. (1980); BRETHERTON et al. (1983); PHILLIPS y CARTER (1983) y KOCH (1984) han encontrado este noctuido sobre especies del género *Alnus*.

Por nuestra parte, la hemos encontrado en *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades españolas anteriormente citadas.

DAÑOS

La oruga es defoliadora; se alimenta en el envés de las hojas dejando la nerviación intacta en los primeros estadios, mientras que en los últimos la devora completamente.

BIOLOGIA

Especie principalmente univoltina, pero con una segunda generación parcial. Los imagos vuelan durante los meses de mayo, junio y julio en su primera generación y si las condiciones son favorables los descendientes

de los más precoces, que volaron durante el mes de mayo, tienen tiempo de completar su ciclo de vida volando en el mes de agosto.

Las puestas tienen lugar aisladamente en las hojas de la planta nutricia. Las orugas se pueden encontrar durante los meses de verano, de junio a septiembre, en las hojas, bien alimentándose o bien descansando en el envés de las mismas. Cuando completa su desarrollo crisalida en un capullo de seda en el fondo de un túnel que excava en la madera podrida, abundante en su biotopo. En este estado pasa el invierno, pudiendo pasar en diapausa hasta tres inviernos antes de emerger.

PARASITOS Y PREDADORES

GORNY (1979) cita a los siguientes himenópteros parásitos de esta especie: *Lysibia nana* (GRAV.) y *Phion luteus* (L.) (*Ichneumonidae*); *Apanteles congestus* (NESS) (*Braconidae*) y *Eulophus larvarum* L. (*Eulophidae*).

METODOS DE CONTROL

Similares a los recomendados en *Phalera bucephala* (L.) y *Acrionicta psi* (L.).

Acronicta psi

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Phalaena (Noctua) psi LINNAEUS, 1758;
Apatele psi (LINNAEUS, 1758); *Triaena psi*
(LINNAEUS, 1758); *Acronycta perisi* CALLE,
1973.

DESCRIPCION

El adulto tiene una envergadura alar de 33-34 mm. Las antenas dotadas de penacho basal de pelos y escamas dorsales grises, en los machos breve y densamente ciliadas hasta la mitad y desde allí hasta el ápice con sedas ciliadas, mientras que en las hembras son brevemente ciliadas en su totalidad. Las alas anteriores son bastante estrechas, de color gris a gris negruzco, con los márgenes más pálidos y normalmente de tonalidades ocráceas; lista basal negra y gruesa hasta la línea antemedial con un ramal medio corto dirigido hacia el dorsum y normalmente bifurcada distalmente; línea antemedial duplicada y ligeramente más oscuras que el color de fondo; línea postmedia normalmente reducida a una corta y gris oscura línea subcostal entre el estigma superior; línea subterminal negruzca también incompleta, cortada en la mitad dorsal por una lista tornal negra y gruesa y en la mitad costal por una fina lista negra, que se extiende hacia el termen; estigma superior orbicular más claramente definido que el reniforme, pero sus márgenes adyacentes

usualmente están bien definidos y se alcanzan para formar una marca negra en forma de «equis»; fimbrias de color blanco u ocre muy pálido, ribeteado por líneas más oscuras. Las alas posteriores son blancas en los machos, con venas y franja terminal parda y blancas a pardas pálidas basalmente en las hembras, área postmedia parda a marrón parda pálida. En ambos sexos los espacios interneurales del reverso alar están más oscurecidos subterminalmente.

El huevo es aplanado, profundamente nerviado y de un color inicial blanco amarillento que pasa posteriormente a jaspeado. La oruga completamente desarrollada mide 40 mm. de longitud; la cabeza y placa protorácica son negras; línea dorsal ancha de color blanco amarillento; el cuerpo con una proyección dorsal puntiaguda sobre el primer segmento



Fig. 160.—Adulto de *Acronicta psi* (L.).



Fig. 161.—Oruga de *Acronicta psi* (L.).

abdominal y una joroba dorsal sobre el octavo, ambas negras; dorso amarillo pálido; banda lateral grisácea oscura, conteniendo puntos negros desde el primer al sexto segmento abdominal, con dos líneas verticales rojizas cada uno; ancha banda espiracular blanco amarillenta con pequeños orificios traqueales negros; ventralmente pardo oscura. La crisálida es delgada y lustrosa, de color marrón rojizo oscuro; cilíndrica hasta el noveno segmento abdominal y desde allí suavemente cónica; los segmentos abdominales con una fina punteadura dorsal; cremaster negro débilmente proyectado, con una fuerte acanaladura dorsal, dos espinas apicales curvadas y ocho espinas ventrales algo más pequeñas.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie euroasiática, se extiende en Europa desde el sur de España hasta Finlandia (64° N) y por el Este hacia Asia Menor. En España debe estar extendida por toda la Península Ibérica, aunque en ocasiones puede haber sido confundida con especies muy similares

como *Acronicta tridens* (DENIS y SCHIFFERMULLER, 1775) y *Acronicta cuspis* (HUBNER, 1809-1813), cuya diferenciación definitiva sólo es posible mediante el estudio de sus genitalias (CALLE, 1982) (fig. 163).

En este trabajo se la ha encontrado en las localidades de San Martín de Valdeiglesias (Madrid), Elizondo (Navarra) y La Iglesuela (Toledo).

PLANTAS HUESPEDES

Especie polífaga, ha sido citada sobre especies pertenecientes a los géneros *Betula*, *Corylus*, *Fagus*, *Populus*, *Prunus*, *Rosa*, *Rubus*, *Salix*, *Sorbus*, *Tilia* y *Ulmus* (KOCH, 1984) y sobre *Pteridium aquilinum* (L.) KUHN. (ALLAN, 1949) citada en *Alnus* spp. por GORNY (1979); KOCH (1984) y SARTO (1984).

Ha sido encontrada en *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

La oruga es defoliadora.



Fig. 162.—Oruga de *Acronicta psi* (L.).

BIOLOGIA

Especie bivoltina; los imagos vuelan en su primera generación desde mayo hasta mediados de agosto y en su segunda desde mediados de agosto hasta últimos de septiembre, con un cierto grado de solapamiento de ambas generaciones en agosto. La puesta tiene lugar sobre las hojas de la planta nutricia, encontrándose orugas durante el período de tiempo comprendido entre los meses de junio y octubre, ambos inclusive. Crisalida en un capullo de seda en una resquebrajadura de la corteza y en ocasiones en la madera podrida o en el suelo. Inverna en estado de crisálida.

PARASITOS Y PREDADORES

GORNY (1979) cita a *Hemiteles conformis* (GMEL.) (*Hym.*, *Ichneumonidae*) como parásito de orugas.

METODOS DE CONTROL

Pulverizar el follaje con diflubenzurón

25 % o con formulaciones de *Bacillus thuringiensis* al final de la primavera o comienzo del verano.

También se pueden emplear productos de acción más rápida, como acefato, fention, fosmet, metidation, metil-azinfos, etc., aunque conviene relegarlos para resolver casos especiales, ya que su impacto sobre la fauna útil es mayor.

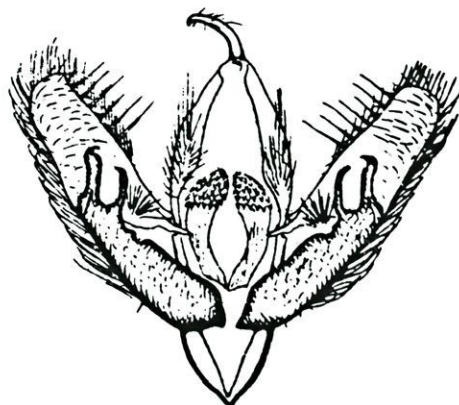


Fig. 163.—Andropigio de *Acronicta psi* (L.) (DE PIERCE, 1967).

Catocala elocata
(ESPER, 1786)

SINONIMIAS

Noctua elocata ESPER, 1786; *Catocala oberthüri* AUSTAUD, 1879; *Catocala pacta* SCOPOLI.

DESCRIPCION

El adulto tiene una envergadura alar de 68-85 mm. Las antenas del macho son cortas

y doblemente fasciculadas y ciliadas, mientras que en las hembras son simplemente ciliadas. Las alas anteriores son de color gris verdoso; franja antemediana sinuosa de color ocre verdoso limitada basalmente por gris pálido, más ancha en el extremo costal que en el dorsal; estigma orbicular poco aparente salvo por una difusa tonalidad más clara; franja media ancha, irregularmente definida de tonalidades ocre verdoso a ocre grisáceo; estig-



Fig. 164.—Adulto de *Catocala elocata* (ESPER).



Fig. 165.—Oruga de *Catocala elocata* (ESPER).

ma raniforme poco aparente salvo por una difusa tonalidad más clara; línea postmedia aserrada de color ocre pálido y limitada por bandas más oscuras de color gris verdoso a ocre verdoso; franja subterminal aserrada de color gris azulado oscuro; termen sinuado con fimbrias blanco amarillentas. Las alas posteriores rojizas, con franja mediana negra curvada y de contorno irregular, aguzándose progresivamente hacia el borde interno del ala; franja terminal ancha y negra. En las hembras el frénulo está formado por tres cerdas.

El huevo es aplanado, estriado y ligeramente reticulado; de color pardo y con un anillo blanco amarillento.

La oruga alcanza una longitud de 70 mm. y cuerpo alargado; hasta el tercer estadio tiene sólo bien desarrolladas las falsas patas del quinto, sexto y último segmentos abdominales, por lo que el desplazamiento de las orugas es similar al de las pertenecientes a la familia *Geometridae*; a partir del tercer estadio son perfectamente visibles las falsas patas del tercer y cuarto segmentos abdominales. En los primeros estadios tienen un color unifor-

me, terroso amarillento, pero a partir de la tercera muda se manifiestan las protuberancias dorsales del quinto y octavo segmentos abdominales, que se vuelven de un color ocre anaranjado; tiene también en el segundo, tercero, cuarto, sexto y séptimo segmentos dos tetones del mismo color y ubicados subdorsalmente a cada lado. Dorsalmente la oruga tiene la cabeza más ancha que los segmentos torácicos, y éstos y los dos primeros abdominales más estrechos que los siguientes; el color general de la oruga es terroso, ocre amarillento o anaranjado ligeramente jaspeado de gris.

La crisálida es de color marrón rojizo, cubierta por una tonalidad blanco azulada o gris azulada, que en conjunto es ovoide, aunque se estreche agudamente en el abdomen.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie asiático-mediterránea, desde el sur de Suecia hasta Europa Meridional y desde Marruecos hasta Asia Menor, Siria, Transcaucasia y Kurdistán; se encuentra probable-

mente en toda la Península Ibérica; CALLE (1982) la cita en todas las provincias peninsulares salvo Albacete, Badajoz, Córdoba, Coruña, Jaén, Lugo, Orense, Palencia, Rioja y Tarragona; posteriormente FERNÁNDEZ (1984) la ha citado en Coruña y Vigo, y ALBERT y LENCINA (1984), en Albacete.

En este estudio se la ha encontrado en Mijares y Arenas de San Pedro (Avila) y La Iglesuela (Toledo).

PLANTAS HUESPEDES

Se la ha citado alimentándose de árboles pertenecientes a los géneros *Alnus*, *Populus* y *Salix* (AGENJO, 1959; CALLE, 1982, y SARTO, 1984).

En este trabajo la hemos encontrado en *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

Esta especie es defoliadora en el estado de oruga.

BIOLOGIA

Especie univoltina; los adultos vuelan desde julio a noviembre, siendo muy característica su afición a refugiarse durante el día en lugares oscuros como almacenes, bodegas, grutas, etc.; sin embargo, no acude bien a la luz.

Las orugas se pueden encontrar desde mayo hasta julio, época en la que tiene lugar la crisalidación. Las orugas se alimentan durante la noche y bajan a esconderse entre la hojarasca durante el día. Crisalida en un capullo que teje entre las hojas de una rama, las cuales ha doblado y fijado con hilos de seda.

Inverna en el estado de huevo.

METODOS DE CONTROL

Los mismos que en *Acrionicta psi* (L.).

Orthosia incerta (HUFNAGEL, 1766)

SINONIMIAS

Phalaena incerta HUFNAGEL, 1766; *Taenio-campa incerta* (HUFN.); *Monimia incerta* (HUFN.); *Noctua instabilis* SCHIFFERMULLER y DENIS, 1775.

DESCRIPCION

El imago tiene una envergadura alar de 32-42 mm. Las antenas son bipectinadas; la pectinación del macho menor que el doble del diámetro del cuerpo de la antena, mientras que la de la hembra es menor que un cuarto del diámetro del cuerpo de la antena. Las alas anteriores son muy variables; color de fondo que oscila desde el marrón negruzco hasta el gris pálido brillante u ocre grisáceo, con una graduación variable de relieves, marrones oscuros a marrones rojizos, más brillantes; en las formas más oscuras el estigma superior está normalmente limitado por un color más pálido y las líneas subterminales frecuentemente están marcadas; en las formas más pálidas el lóbulo dorsal del estigma reniforme es más oscuro que el costal, las venas pueden mostrar a modo de bandas longitudinales oscuras, existiendo normalmente una más oscura; la franja media angulada; el carácter más constante es la línea subterminal, de color pálido o blanco amarillento, más o menos recta excepto en unas concavidades presentes en sus extremos, no obstante,

esta línea a veces no es visible. Las alas posteriores son pardo pálidas; punto discal lunular y venas pardas; a veces presenta una franja terminal parda de anchura variable.

El huevo es hemiesférico, de superficie ligeramente arrugada y levemente reticulada; de color inicial blanco amarillento pálido que se oscurece gradualmente.

La oruga completamente desarrollada alcanza los 45 mm. de longitud y tiene una forma alargada y cilíndrica. La cabeza es marrón amarillenta. El cuerpo verde azulado pálido, finamente punteado de blanco; ancha línea dorsal y finas líneas subdorsales de color blanco; ancha banda espiracular blanca, limitada superiormente de negro; superficie ventral más oscura y menos verde azulada que las superficies dorsal y lateral.

La crisálida, bastante alargada, con los seg-



Fig. 166.—Adulto de *Orthosia incerta* (HUFN.).



Fig. 167.—Oruga de *Orthosia incerta* (HUFN.).

mentos abdominales muy afinados y de color rojizo oscuro muy lustroso; los segmentos torácicos finamente esculpidos y los abdominales con una banda anterior estrecha y fuertemente punteados; cremaster pequeño, hundido ventralmente, con dos espinas apicales romas muy cortas y ligeramente divergentes.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie euroasiática, distribuida por toda Europa hasta el sur de Noruega, URSS, Armenia, Asia Menor, Siberia, India y Japón.

En España está probablemente en toda la Península Ibérica, existiendo citas de capturas de varios autores en las provincias de Alava, Barcelona, Cuenca, Gerona, Granada, Guadalajara, Guipúzcoa, Jaén, Madrid, Murcia, Navarra, Pontevedra, Segovia, Soria, Toledo, Vizcaya, Zamora y Zaragoza, según CALLE (1982).

En este trabajo se la ha encontrado en las siguientes localidades: Llanes (Asturias); Arenas de San Pedro y Mijares (Avila); Humanes (Guadalajara); San Martín de Valde-

glesias (Madrid); Elizondo (Navarra); Candelario y El Payo (Salamanca), y El Alamin y La Iglesiasuela (Toledo).

PLANTAS HUESPEDES

Especie polífaga, se alimenta de numerosas

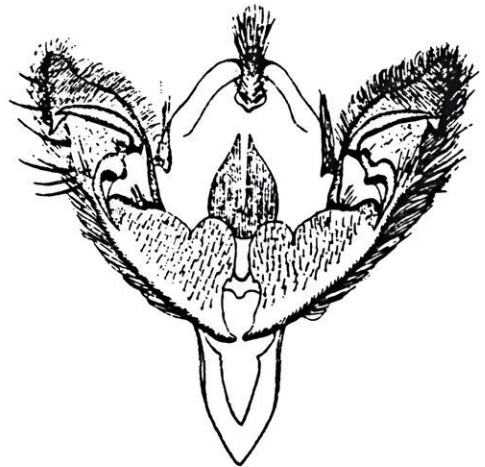


Fig. 168.—Andropigio de *Orthosia incerta* (HUFN.) (DE PIERCE, 1967).

frondosas, mostrando preferencia por *Quercus* spp. y *Salix* spp.

Se la ha encontrado abundantemente sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

La oruga defoliadora, en los primeros estadios destruye los brotes y hojas en desarrollo y en últimos estadios las hojas ya desarrolladas.

BIOLOGIA

Especie univoltina; vuela desde febrero hasta mayo, sin embargo, existen emergen-

cias anticipadas en otoño e invierno de un porcentaje reducido de la población (SARTO, 1984). La hembra efectúa la puesta sobre la planta nutricia en masas irregulares. La oruga de primeros estadios se alimenta de los brotes y hojas en desarrollo; se refugia durante el día en nidos de seda que teje en las ramillas y se alimenta durante la noche; termina su desarrollo en el mes de junio. Baja al suelo para crisalidar dentro de un frágil capullo, permaneciendo en el estado de crisálida durante parte del verano, otoño e invierno, hasta que a finales del mismo y durante la primavera emergen los adultos.

METODOS DE CONTROL

Los mismos que en *Acrionicta psi* (L.).

Xiphydria camelus

LINNAEUS, 1757

DESCRIPCION

Cuerpo negro alargado y cilíndrico de 15 a 20 mm. de longitud. Cabeza redondeada y globulosa; antenas filiformes con escapo largo, pedicelo corto y 15 artejos antenales; palpos maxilares con cuatro segmentos; dos estrechas manchas alargadas blanco amarillentas desde el vértex hasta el occipucio. Cuello estrecho y largo, por esta característica morfológica le dieron el nombre específico de «camelus».

El tórax tiene aproximadamente la misma anchura que la cabeza; pronoto escotado y mesonoto con surcos. Las alas anteriores estrechas y largas, con una corta vena transversa entre la costal y la subcostal; dos celdas radiales; celda lanceolada dividida por una vena oblicua. Tibias intermedias con dos espolones.

El abdomen de color negro, está algo comprimido lateralmente en las hembras y tiene cuatro manchas oblicuas blanco amarillentas en cada lado. El oviscapto es muy saliente, que sirve para taladrar la madera y colocar en el seno de ella un único huevo cada vez.

Larvas cilíndricas, blandas, de color blanquecino, con tres pares de patas torácicas muy pequeñas; tiene nueve estigmas a cada lado del cuerpo.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Euroasiática. Ha sido citado en Francia

(BARBEY, 1925), Turquía (MORRIS, 1983), URSS (TROFIMOV, 1983), España (CEBALLOS, 1941-43) y Gran Bretaña (CHRYSTAL y SKINNER, 1932). En este trabajo se la ha localizado en Elizondo (Navarra) y El Alámin (Toledo).

PLANTAS HUESPEDES

Sobre especies de los géneros *Alnus* y *Betula*. Ha sido citada sobre *Populus* sp. (BARBEY, 1925). En nuestro país se la encuentra en *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN.

DAÑOS

La larva excava galerías en la madera de la planta huésped.

BIOLOGIA

El período de vuelo de los adultos tiene lugar durante los meses de junio, julio y agosto, siendo los machos los primeros en aparecer, mientras que las hembras se retrasan aproximadamente una semana; éstas esperan en el lugar donde emergen a que acudan los machos y tras la cópula inician el vuelo para buscar un lugar apropiado para efectuar la puesta.

Una vez posada sobre el tronco o rama elegidos se desplaza rápidamente hasta encontrar una resquebrajadura de la corteza donde



Fig. 169.—Adulto de *Xiphydria camelus* L.

efectúa la puesta a intervalos mientras la recorre longitudinalmente; evita así las zonas de corteza gruesa ya que con su corto oviscapto no llegaría hasta la región del cambium. Una hembra puede llegar a poner hasta 85 huevos.

La larva pasa por seis estadios y completamente desarrollada alcanza hasta 13 mm. En los primeros estadios, durante el verano y comienzos del otoño, la larva excava una galería poco profunda en la madera, mientras que en los últimos, durante su actividad primaveral, profundiza fuertemente en la madera. Las formas de estas galerías son totalmente irregulares y están rellenas de una masa de excrementos y serrín; alcanzan una longitud total que varía de 7 a 25 cm., lo que representa el trabajo de 10 meses.

Cuando la larva va a pupar, asciende hasta la corteza y en ella, excava una celda pupal de 25-30 mm. de longitud en la que pupa. En este estado permanece de 20 a 30 días, al cabo de los cuales el imago emerge al exterior abriendo un orificio circular en la corteza y completando así el ciclo biológico de la especie, que dura un año (CHRYSAL, SKINNER, 1932).

PARASITOS Y PREDADORES

Entre los endoparásitos destaca *Aulacus striatus* JURINE (Hym. Aulacidae) y entre los ectoparásitos *Rhysella aproximator* (F.) (Hym. Ichneumonidae) (GORNY, 1979; TROFIMOV, 1983).

Además, icneumónidos como *Rhysella obliterata* (GRAV.) (TROFIMOV, 1983) y *Nematomodius formosus* (GRAV.) (GORNY, 1979) braconidos como *Doryctes rossius* TELENGA, *D. mutilator* (THNB.) y *Coeloides rossicus* (KOK.) y el pteromárido *Xiphydriophagus meyerinckii* (RATZ.) (TROFIMOV, 1983).

METODOS DE CONTROL

Pulverización de los troncos mojando intensamente la corteza con lindano.

Si se efectúa un aprovechamiento maderero durante el período de vuelo del imago, hay que pulverizar los troncos recién abatidos con una solución de lindano y agua o gasóil o de lindano y pentaclorofenol en agua (HAMEL, 1983).



Fig. 170.—Adulto de *Xiphydria camelus* L.

Cimbex connata

SKRANK, 1802

DESCRIPCION

Cuerpo grande, de 16-24 mm.; antenas claviformes, de siete artejos, de los cuales los dos

últimos forman la maza. Las alas anteriores con dos células radiales y tres cubitales; partiendo de la primera de éstas los dos nervios recurrentes. Célula lanceolada dividida por

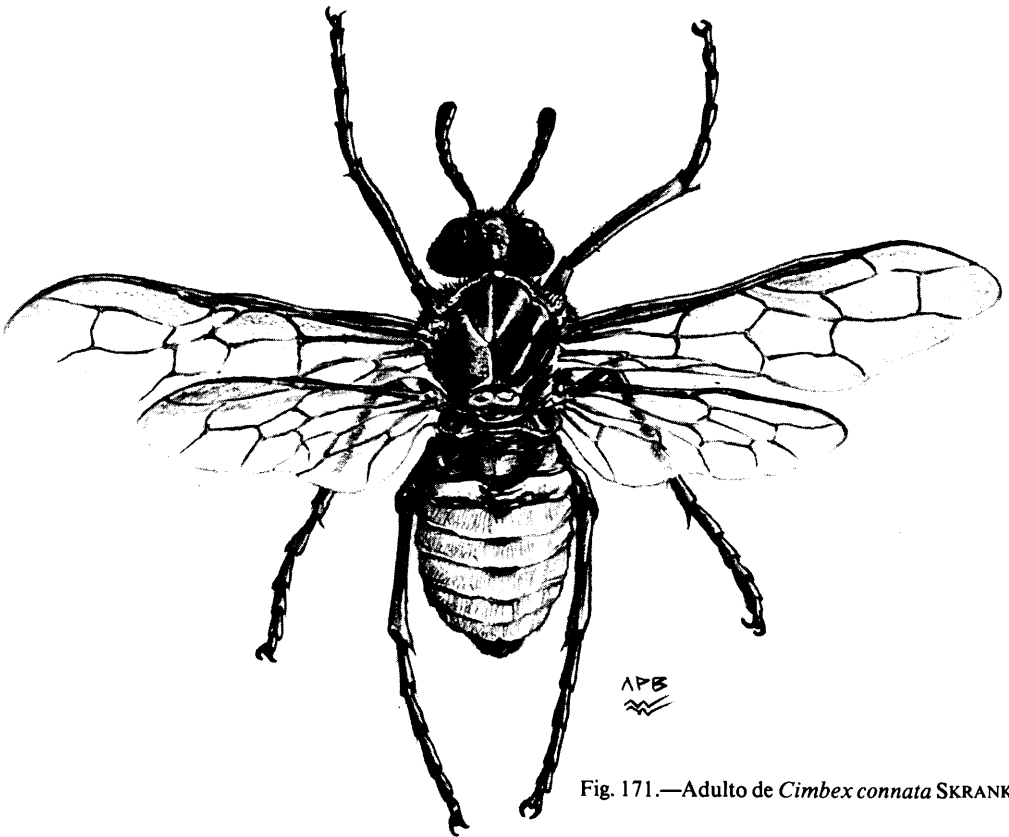


Fig. 171.—Adulto de *Cimbex connata* SKRANK.



Fig. 172.—Adulto de *Cimex connata* SKRANK.

un nervio recto. Envergadura alar que oscila entre 35 y 45 mm.

Entre el primer segmento abdominal y el segundo hay una hendidura cerrada por una membrana blancuzca; lados del abdomen carenados.

En ambos sexos, la cabeza y el tórax son de color negro matizado de herrumbre y las alas translúcidas con la misma tonalidad herrumbre del cuerpo. Sin embargo, en el abdomen existe dimorfismo sexual, siendo en el macho

de color negro con el extremo rojizo y en la hembra los dos primeros segmentos violáceos brillantes y los restantes amarillos mates.

La larva es de color verde claro, con una línea dorsal negra violácea, dos laterales grises y 12 puntos negros a cada lado (figs. 173 y 174).

La pupación tiene lugar dentro de un capullo basto de color marrón rojizo oscuro (fig. 175).

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Euroasiática. En nuestro país ha sido citada en Asturias (DUSMET, 1896) y Madrid (DUSMET, 1935 y 1949). En este trabajo se le ha encontrado en Elizondo (Navarra).

PLANTAS HUESPEDES

Especie oligófaga que se encuentra en especies del género *Alnus*, siendo más frecuente sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN.



Fig. 173.—Larva de *Cimex connata*, vista lateralmente.

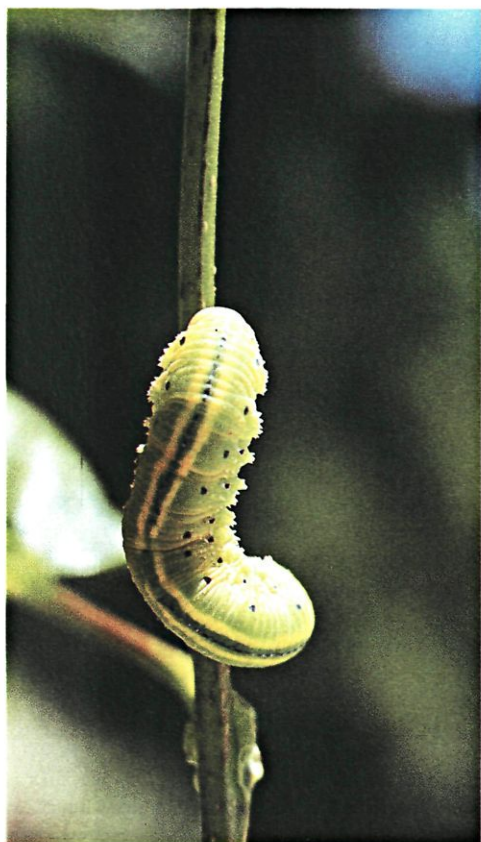


Fig. 174.—Larva de *Cimbex connata*, vista dorsalmente.

DAÑOS

La larva se alimenta de hojas de aliso, fundamentalmente de aquellas situadas en los extremos de las ramas, comiéndolas lateralmente.

Los adultos roen las cortezas tiernas de las ramas de pequeño diámetro en forma de espiral o de anillo semicircular, que después queda muy marcado por el cerco de cicatrización



Fig. 175.—Capullo de pupación de *Cimbex connata*.

que se forma. Este tipo de daño puede llegar a cortar la circulación de savia por lo que el extremo del ramillo se seca.

BIOLOGIA

Estos insectos se aparean a finales de abril y mes de mayo. Las hembras realizan la puesta de los huevos en las hojas del aliso, de los cuales, después de un período de incubación de aproximadamente 10 días, nacen las larvas.

La larva se alimenta desde el mes de mayo hasta octubre, época en la que, bien sobre el árbol o descendiendo al suelo, hila un capullo dentro del cual pasa el invierno, transformándose en pupa a la llegada de la primavera siguiente, durante el mes de abril; después de algún tiempo se desarrolla el adulto, que sale al exterior rompiendo el capullo por un extremo (fig. 175).

MÉTODOS DE CONTROL

Similares a *Croesus septentrionalis* L.

Croesus septentrionalis

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Nematus septentrionalis RATZ.

DESCRIPCION

Abdomen sentado, sin articulación móvil

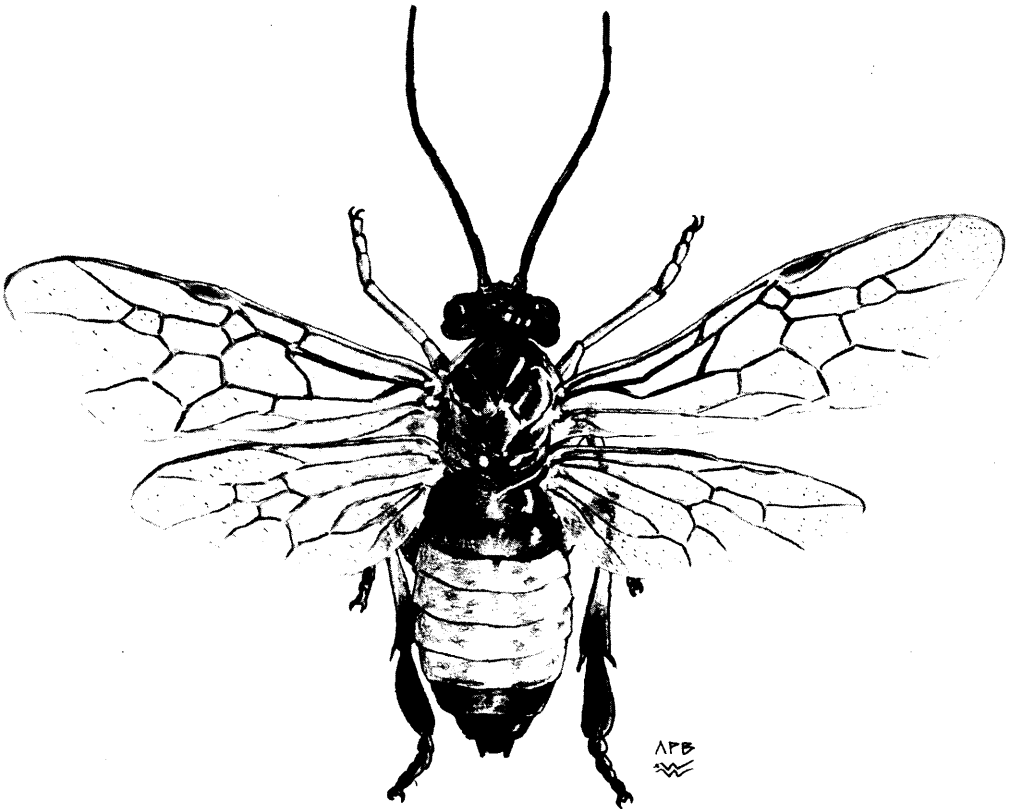


Fig. 176.—Adulto de *Croesus septentrionalis* L.



Fig. 177.—Adulto de *Croesus septentrionalis* L.

con el tórax. Alas anteriores con célula lanceolada pedunculada. Trocater de dos artejos, siendo más grueso el basilar. Tibias anteriores con dos espolones. Oviscapto de la hembra dentado en forma de sierra y funcionando como tal. Antenas largas y setiformes con nueve artejos. Tibias posteriores sin espinas en su parte media. La tibia y el metatarso

posteriores muy alargados. Alas anteriores con una célula radial y cuatro cubitales (la primera apenas separada). Los dos nervios recurrentes parten de la segunda célula cubital. Estigma negro. Uñas bífidas.

El insecto adulto mide de 7-10 mm. de longitud y el macho, netamente más pequeño que la hembra, mide 7 mm. Es de color negro en la mayor parte de su cuerpo: cabeza, tórax y parte anterior y posterior del abdomen; es de color rojizo desde el segundo al sexto anillo del abdomen en la hembra y desde el noveno al decimosegundo en el macho.

La larva alcanza una longitud de 20-25 mm. y se caracteriza por tener en su conjunto un color verde amarillento con la cabeza negra o parda rojiza. El primer segmento torácico y el último abdominal son amarillos. Las tibias torácicas son negras y las abdominales amarillas. Los estigmas son negros y tiene alineaciones laterodorsales y dorsales de manchas negras brillantes (fig. 178).

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Euroasiática. Ha sido citada en nuestro



Fig. 178.—Larva de *Croesus septentrionalis* en postura de alimentación.

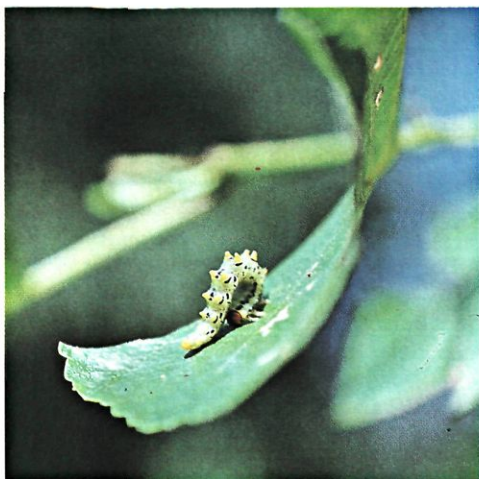


Fig. 179.—Larva de *Croesus septentrionalis* en postura defensiva.



Fig. 180.—Gregarismo de las larvas de *Croesus septentrionalis*.

país en Barcelona (DUSMET, 1949). En este estudio se la ha encontrado en Elizondo (Navarra), San Martín de Valdeiglesias (Madrid), La Iglesuela y El Alamín (Toledo) y Arenas de San Pedro y Mijares (Avila).

PLANTAS HUESPEDES

Polífaga. Se la ha citado sobre los géneros *Alnus*, *Betula*, *Fraxinus*, *Populus* y *Salix* (BARBEY, 1925 y CHARARAS, 1962). Se la ha encontrado en España sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN, en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

Las larvas se alimentan del parénquima foliar y practican una nutrición muy intensa, pues no dejan subsistir más que la nerviadura principal y algo de la secundaria.

CICLO BIOLÓGICO

Los adultos vuelan desde mediados de abril a últimos de junio, según las condiciones climáticas. La cópula se produce sobre las hojas

y ramas, poniendo las hembras un número variable de huevos, que oscila entre 50 y 150, sobre los nervios del envés de las hojas, cambiando numerosas veces de hoja en el curso de la puesta (fig. 181).

Las larvas son sociales y se nutren en grupos, observándose numerosas larvas alineadas sobre una misma hoja (fig. 180).

Una vez completado su desarrollo descienden a lo largo del tronco hasta el suelo, donde se entierran para formar un capullo. Los primeros capullos se observan en el mes de julio, saliendo los primeros adultos a finales de ju-



Fig. 181.—Daños de primeros estadios larvarios.

lio o principios de agosto. Estos dan comienzo a una segunda generación, que después de alimentarse en forma larvaria durante el final del verano y principio del otoño, entrará en diapausa invernal con los primeros fríos otoñales, enterrándose en el suelo y dentro del capullo, donde pupará al llegar la primavera siguiente.

Por tanto, esta especie desarrolla anualmente una generación completa y otra incompleta que llega hasta la formación del capullo.

PARASITOS Y PREDADORES

Se le han citado los parásitos *Delomerisa laevis* (GRAV.) (Hym., Ichneumonidae) y *Mesopolobus subfumatus* RATZ. (Hym., Pteromalidae) (GORNÝ, 1979).

METODOS DE CONTROL

Se obtienen buenos resultados pulverizando el follaje con cipermetrina, fenitrotion o malation durante el mes de junio, época en la cual las larvas están en los primeros estadios.

Agrilus viridis (LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Buprestis viridis LINNAEUS, 1758; *Mordella rosacea* SCOPOLI, 1763; *Buprestis linearis* PANZER, 1789; *Buprestis filiformis* HEBST, 1801; *Agrilus capreae* CHEVROLAT, 1838; *Agrilus fagi* RATZBURG, 1839; *Agrilus nociva* RATZBURG, 1839; *Agrilus aubei* CASTELNAU y GORY, 1939; *Agrilus littlei* CURTIS, 1840; *Agrilus distingendus* CASTELNAU y GORY, 1841; *Agrilus quercinus* REDTENBACHER, 1849; *Agrilus bicolor* REDTENBACHER, 1849; *Agrilus darwini* WOLLASTON, 1857; *Agrilus atra* KIESENWETTER, 1859; *Agrilus pupureicolor* PIC, 1918; *Agrilus mixtulus* OBENBERGER, 1924; *Agrilus obtusus* OBENBERGER, 1925; *Agrilus ribesi* SCHAEFER, 1946.

DESCRIPCION

De cuerpo alargado y esbelto, posee una talla que oscila entre los 4,5 y 9 mm. de longitud. Coloración metálica variable, normalmente verde uniforme con terguitos azul violáceo en el macho y cobrizo dorada en el escudete y élitros verdes en la hembra.

La cabeza con la frente abombada sin impresiones y sólo débilmente surcada en el vertex; pilosidad frontal muy corta, algo más visible anteriormente en el macho. Mentonera ligeramente sinuada en la mitad del borde anterior. Mejillas muy cortas, de poco menos de la mitad del diámetro transversal de los ojos.

Los ojos más aproximados entre sí hacia la boca, que hacia el vertex; alargados de bordes internos convergentes hacia abajo; bordes oculares internos fuertemente cóncavos.

Las antenas con el pedicelo aproximada-



Fig. 182.—Adulto de *Agrilus viridis* (L.).

mente tan grueso y largo como el escapo y mucho mayor que los primeros artejos del funículo; artejos antenales medianos (V-VIII) subagudamente dentados y con los cantos inferiores sinuados.

Cavidad esternal para la insección de la apófisis del prosterno profunda y amplia; prosterno tan largo como ancho; proceso intercoxal del prosterno paralelo; láminas metacoxales más ensanchadas hacia fuera que hacia dentro, sobre todo en la parte lateroanterior; cavidades mesocoxales a igual distancia que las protocoxales; costados del pronoto generalmente sinuados antes de los ángulos posteriores, que son agudos y un poco salientes. Protórax mostrando una quilla suplementaria notopleural, visible de costado, escudete con una quilla transversal que lo divide en dos planos.

Alas con nervios cubitales presentes. Elitros aparentemente lampiños, pues en realidad están revestidos de una pubescencia corta y oscura, difícil de observar; ápice elitral prolongado y oblicuamente truncado en el borde interior, bastante fuertemente denticulado-aserrado y con algunos pelitos blancos cercanos a la sutura.

Sutura borrosa entre los dos primeros segmentos abdominales presentes, sobre todo en los costados; costados del abdomen más o menos largamente ranurados en el límite pleural.

Arista infero-externa de todos los fémures lisa. Pro y mesotibias mucronadas y metatibias inermes. Tarsos largos, al menos como la mitad de las tibias correspondientes; primer artejo metatarsal normalmente más de tres veces más largo que el siguiente; los tres primeros artejos de los tarsos comprimidos y el cuarto bruscamente dilatado y deprimido; las uñas de los tarsos están dentadas; en los machos las uñas protarsales y las mesotarsales externas son bífidas, las mesotarsales internas simplemente dentadas en su base y las metatarsales dentadas como las de las hembras.

Edeago robusto notablemente dilatado hacia adelante, con los parámetros obtusamente redondeados hacia su extremo; pene con la extremidad truncado redondeada. Ovipositor corto y ancho, en gran parte membranoso



Fig. 183.—Daño de *Agrilus viridis* en el fuste.

y con la armadura de sostén aplastada; borde interior de la valva dorsal sin lóbulo medio, con los estilos distanciados (fig. 184).

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie eurosiberiana. En este trabajo se la ha encontrado en El Alamin (Toledo).

PLANTAS HUESPEDES

Citada sobre *Populus tremula* LINNAEUS por CHARARAS (1972); SCHAEFER (1949) la cita sobre *Acer* spp., *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN., *Betula alba* LINNAEUS, *Carpinus betulus* LINNAEUS, *Fagus sylvatica* LINNAEUS, *Quercus* spp. y *Salix* spp. Otros autores como KUHN (1911), BARBEY (1925), MORRIS (1983) la han citado sobre *Alnus* spp.

Se le ha encontrado abundantemente en El Alamin (Toledo) en madera de *Alnus glutinosa* (L.) GAERTIN

DAÑOS

Los daños son provocados por las larvas que, en su alimentación xilófaga, excavan galerías sinuosas subcorticales, que interrumpen el flujo de savia, provocando el marchitamiento de la zona superior al daño (fig. 183).

Los árboles afectados se reconocen fácilmente por un decaimiento del follaje y la rápida aparición de ramas secas. Si el árbol

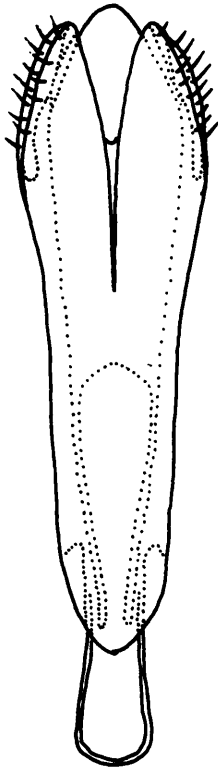


Fig. 184.—Edeago de *Agrilus viridis* (L.) (según COBOS, 1986).

sobre el que ataca es vigoroso, éste reacciona con la formación de un tejido de cicatrización que oclusionaría a la larva, pero esto normalmente no ocurre y los árboles atacados son incapaces de superar los daños provocados por la larva en su nutrición.

Además, los árboles afectados son un foco de atracción para otros xilófagos secundarios, que provocan la muerte definitiva del pie.

BIOLOGIA

A finales de la primavera y principios del verano, esto es durante los meses de mayo,

junio y julio, los adultos emergen de la cámara de pupación. Tras la cópula, la hembra pone sobre la corteza de la planta huésped de uno a cinco huevos (BARBEY, 1925), de los que nacerán las larvitas al cabo de algunos días.

Cada una de las larvas practica una galería sinuosa, que cortando los tejidos corticales, va profundizando progresivamente en el xilema, para pupar al final de su período de alimentación en una cámara de pupación. Las galerías larvarias suelen estar entremezcladas unas con otras y rellenas de abundante y comprimido serrín. El adulto sale al exterior a través de un orificio elíptico muy característico. Suele ser normal el observar imagos en hojas y flores, así como andando sobre las cortezas de los huéspedes para realizar la puesta. El ciclo biológico completo dura dos años.

PARASITOS Y PREDADORES

Tiene parásitos de larvas pertenecientes a los géneros *Hemiteles* (Hym., *Ichneumonidae*), *Alysia* (Hym., *Braconidae*) y *Tetrastichus* (Hym., *Chalcididae*).

METODOS DE CONTROL

La eliminación de las partes afectadas del árbol y con larvas antes del inicio del período de emergencias de imagos, que comienza en mayo o junio, es una medida cultural necesaria.

Durante el período de vuelo de los imagos se llevarán a cabo al menos tres tratamientos consecutivos de los fustes con metil-azinfos, distanciados 15 días unos de otros (CAVALCABELLE, 1972).

Sin embargo, si a finales del mes de junio se observan pequeñas larvas en la corteza, es conveniente realizar una pulverización de los fustes con una solución de fentión.

Compsidia populnea

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Cerambyx populnea LINNAEUS, 1758; *Saperda populnea* (L.) FABRICIUS, 1775; *Compsidia populnea* (L.) MULSANT, 1839.

DESCRIPCION

Cuerpo alargado, de una longitud de 9 y 14 mm. Frente convexa con el espacio entre las antenas con una depresión notable. Pronoto subcilíndrico. Elitros subparalelos, hombros salientes y apex redondeado.

De color negro está irregularmente cubierto por una pubescencia amarilla, que en la cabeza cubre débilmente la frente y forma dos bandas gruesas divergentes hacia atrás sobre el vertex; en el pronoto una banda estrecha mediana más o menos nítida y dos bandas laterales, continuación de las del vertex; sobre los élitros hay pequeñas manchas y, generalmente cinco máculas discales, que en ocasiones desaparecen parcial o totalmente; ventralmente están cubiertos por una densa pubescencia amarillenta.

Las antenas son negras y los artejos III al XI están cubiertos por una pubescencia blanca en sus dos tercios basales. Las patas provistas de una pubescencia blancuzca o amarillenta clara. Todo el cuerpo y las patas cubiertos de pelos erizados.

Cabeza intensa y densamente punteada; lóbulos inferiores de los ojos dos veces más lar-

gos que las genas en el macho y una vez y media en la hembra. Antenas relativamente finas, tan o un poco más largas que el cuerpo en el macho y un poco más cortas en la hembra; el tercer artejo claramente más largo que el cuarto.

Pronoto intensamente punteado, con punteaduras espaciadas en su parte anterior y apretadas en la base. Elitros muy punteados salvo en la región apical.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie holoártica, está presente en toda Europa, Asia y la región occidental de Norteamérica. En nuestro país está ampliamente representada en todas las regiones.

En este estudio se han obtenido ejemplares de Elizondo (Navarra), Humanes (Guadalajara) y la Iglesuela (Toledo).

PLANTAS HUESPEDES

Vive y se desarrolla sobre diversas especies del género *Populus*, especialmente sobre *Populus tremula* L. (CHARARAS, 1972; STROJNY, 1979), *Salix* spp. y *Alnus* spp. (MORRIS, 1983).

Los ejemplares obtenidos en las localidades citadas anteriormente, lo han sido de muestras de tallos jóvenes de *Alnus glutinosa* (L.) GAERTIN.

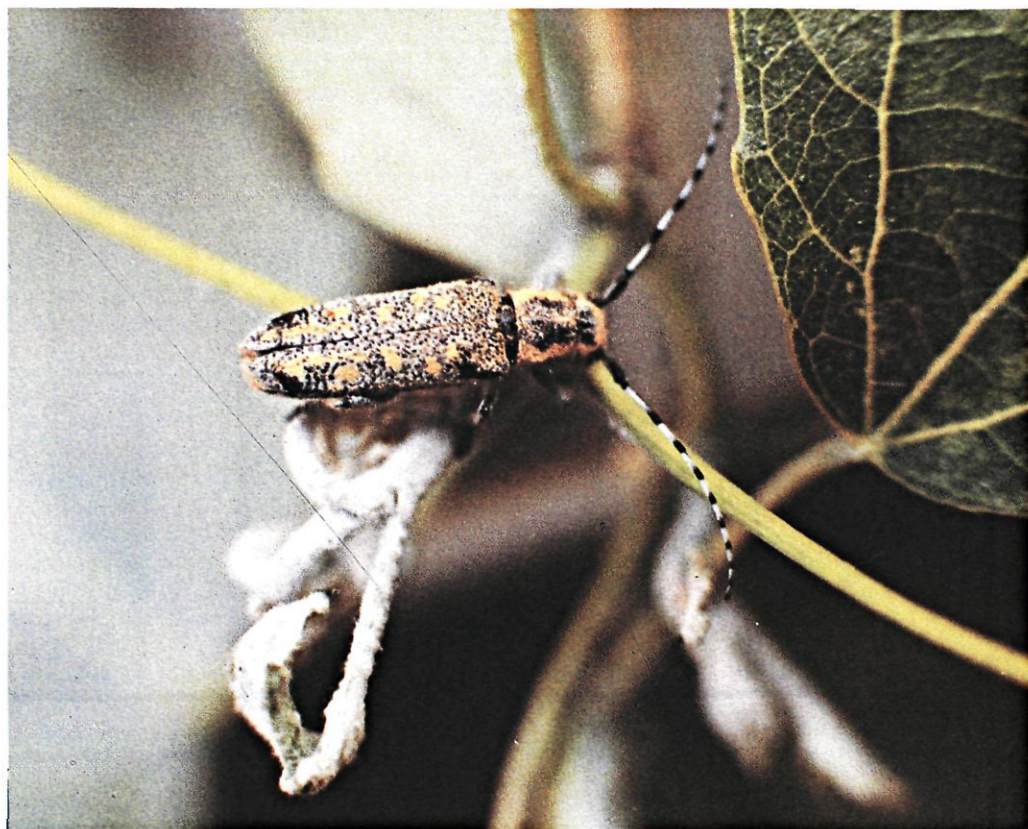


Fig. 185.—Adulto de *Compsidia populnea* (L.).

DAÑOS

Ataca solamente a ramillas y tallos muy delgados realizando la hembra la oviposición generalmente en las que tienen menos de 1,5 cm. de diámetro.

Las ramas atacadas rápidamente sufren un engrosamiento muy característico sin orificio exterior aparente por el que salgan detritos algunos. Esta especie de agalla es una hipertrofia de los tejidos del huésped, como reacción a las heridas del imago al ovipositar y de la larva de primer estadio (fig. 186).

Si este daño se produce en las guías terminales, éstas pueden romperse bajo la acción del viento.

El adulto se alimenta de hojas y cortezas tiernas sin causar daños apreciables.

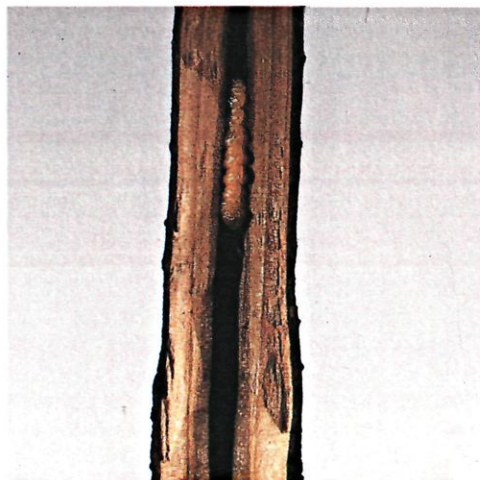


Fig. 186.—Galería larvaria.



Fig. 187.—Larva de *Compsidia populnea* (L.).

BIOLOGIA

Los adultos emergen durante los meses de mayo y junio. Durante las tres o cuatro semanas siguientes al nacimiento del imago, éste se aparea y efectúa la puesta. Las primeras larvas nacen a primeros de julio, tras una incubación de los huevos, que dura diez a quince días.

Las jóvenes larvas horadan una galería anular que forma una media circunferencia y es la causa del engrosamiento en forma de agalla de la ramilla atacada.

En otoño la larva practica una galería ascendente en la médula de la rama, de una longitud de 3-5 cm., donde en la primavera siguiente realiza la cámara de pupación. Se transforma en adulto durante el mes de mayo y sale por un orificio redondo y limpio muy característico.

En los países del centro y norte de Europa el ciclo biológico dura dos años (BRAMMANIS, 1963; POSTNER, 1954).

PARASITOS Y PREDADORES

Entre los parásitos de huevos cabe citar *Euderus albitarsus* (ZETTERSTEDT) (Hym., Eu-

lophidae) (PULKKINEN y YANG, 1984); entre los de larvas *Dolichomitus populneus* (RATZBURG) (Hym., Ichneumonidae), *Iphiaulax* spp. (Hym., Braconidae) y sobre todo *Billaea irrorata* (MEIGEN) (Dip., Tachinidae) (PULKKINEN y YANG, 1984; STROJNI y CZAPLICKA, 1975); por último, entre los parásitos de pupa cabe destacar *Kaltenbachia dentata* TASCH. (Hym., Ichneumonidae) (DAFAUCE, 1961-66).

Entre los predadores cabe citar *Odinia xanthocera* COLLIN (Dip., Oдиниidae) y aves de las familias Picidae (pájaros carpinteros) y Paridae (carboneros y herrerillos) (PULKKINEN y YANG, 1984).

METODOS DE CONTROL

En el caso de infestaciones débiles, la corta y quema de las ramas atacadas durante el invierno, evita la propagación posterior de la plaga.

Sin embargo, en el caso de fuertes infestaciones los imagos se pueden controlar mediante la pulverización con metilazinfos al 0,5 % de materia activa y en emulsión acuosa al principio del verano.

Oberea linearis

(LINNAEUS, 1761)

SINONIMIAS

Cerambyx linearis LINNAEUS, 1761; *Oberea linearis* (L.) MULSANT, 1839.

DESCRIPCION

El cuerpo muy alargado, subcilíndrico, de una longitud de 12 y 14 mm.; de color negro con los palpos y las patas amarillos; los élitros pueden ser totalmente negros, pero en ocasiones tienen la base de los epipleuros y una estrecha banda subhumeral de color amarillento. Dorsalmente posee una pubescencia corta, oscura y dispersa, mientras que ventralmente es más larga y amarillenta.

La cabeza es fuerte, densamente punteada e intensamente surcada entre las antenas; tubérculos antenales separados y un poco salientes. Lóbulos inferiores de los ojos tres veces más largos en las hembras y cuatro en los machos que las genas. Antenas del macho un poco menos largas que el cuerpo y las de las hembras llegan apenas a la porción apical del cuerpo.

El pronoto es transversal, deprimido distal y basalmente, e intensamente punteado; el área discal con una protuberancia oblonga mediana más o menos marcada.

Los élitros son muy alargados y estrechos, truncados en el apex, con un micropunteado terroso y un intenso y profundo punteado subalineado y que desaparece en la parte posterior.

Las patas son cortas de fémures claviformes y tibiae intermedias con un surco dorsal.

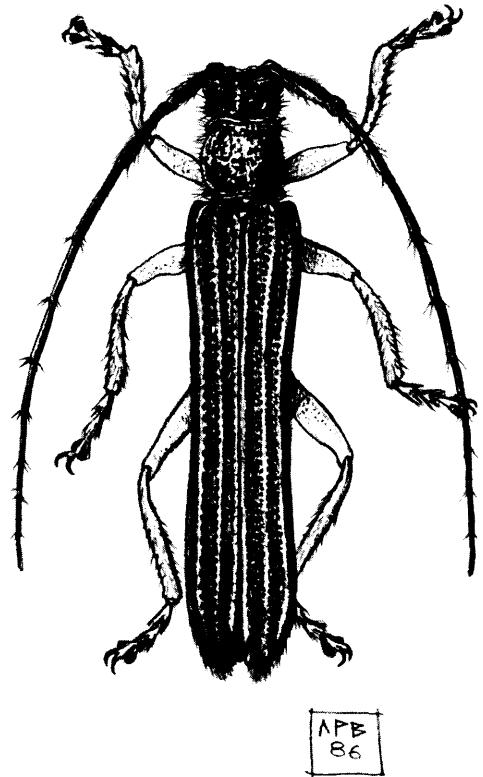


Fig. 188.—Adulto de *Oberea linearis* (L.).



Fig. 189.—Adulto de *Oberea linearis* (L.).

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Presente en toda Europa, es más escasa en las regiones meridionales.

En España está presente en las zonas húmedas del Norte y en microclimas húmedos relacionados con cordilleras montañosas.

Ha sido citado en España, en Barcelona, Cáceres, Gerona, Lérida, Lugo, Tarragona y Zaragoza (VIVES, A., 1984). En este trabajo se han capturado ejemplares adultos en vuelo



Fig. 190.—Vista lateral de la parte anterior de *Oberea linearis*.

sobre alisos en Asturias: Llanes; Avila: Arenas de San Pedro y Mijares; Cantabria: Castrocillorigo; Navarra: Elizondo; Salamanca: Candelario.

PLANTAS HUESPEDES

Esta especie ha sido citada numerosas veces sobre *Corylus avellana* LINNAEUS, pero también se la encuentra sobre *Carpinus betulus* LINNAEUS, *Juglans regia* LINNAEUS, *Ostrya carpinifolia* SCOPOLI, *Salix* spp., *Tilia* spp. y *Ulmus campestris* LINNAEUS (BARBEY, 1925; BALACHOWSKY, 1962; BINAZZI, 1974; VILLIERS, 1978; VIVES, 1984).

Sobre especies del género *Alnus* ha sido citada por BARBEY (1925); VILLIERS (1978); AMMAN (1980) y VIVES (1984).

En este trabajo se ha detectado la especie sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN, en las localidades antes mencionadas.

DAÑOS

Ataca a las ramas de dos años y brotes verdes del año, efectuando la puesta a 10-15 cm. de su extremo (BALACHOWSKY, 1962) y a 20-30 cm. (BINNACCI, 1974). La larva horada una galería semicircular que después se hace axial y descendente, apreciándose orificios de evacuación por los cuales expulsan serrín y excrementos (fig. 191).

Por encima de la galería semicircular la rama se seca, rompiéndose con frecuencia a causa del viento.

BIOLOGIA

Los adultos emergen durante los meses de mayo, junio y julio, según las regiones climáticas, volando a las ramas más altas del árbol donde es fácilmente visible. Tras la cópula, la hembra efectúa la puesta a corta distancia del extremo de los brotes delgados después de practicar unas incisiones corticales mediante sus mandíbulas, apreciándose en esta zona un conjunto de machacaduras muy característico.

Las larvas eclosionan 10 días más tarde,

perforan una galería semicircular perpendicular al brote, que cicatriza en un abultamiento perpendicular muy característico. El brote se seca por encima del daño, pero para entonces la larva ha excavado una galería axial descendente, con numerosos orificios laterales de expulsión de serrines y excrementos.

En las zonas frías el ciclo biológico dura dos años y es posible que en las más cálidas y meridionales pueda reducirse a uno, aunque todavía no ha sido comprobado. Es decir, el período de vuelo de imagos tiene lugar a finales de la primavera y comienzo del verano del primer año, inverna en forma de larva y se desarrolla durante la primavera y el verano del segundo año, hibernando en forma de prepupa y la ninfosis tiene lugar en la primavera del tercer año.

PARASITOS Y PREDADORES

Ephialtes heteropus THOMS. y *Phaenolobus arator* ROSSI son himenópteros parásitos de la familia de los *Ichneumonidae* y *Opilo pallidus* OL. es un coleóptero predador de larvas perteneciente a los *Cleridae* que se introduce en las galerías para capturarlas, (PAILLOT, 1933).

MÉTODOS DE CONTROL

Los árboles atacados son fácilmente reconocibles a finales del verano y principios del otoño, por los brotes secos a partir del rodete



Fig. 191.—Daño causado por la larva en las ramas de aliso.

de cicatrización, que se forma alrededor de la galería anular perpendicular al brote producida por la larva. La eliminación y quema de estos brotes es un método de control eficaz contra poblaciones poco numerosas (BINAZZI, 1974). En caso contrario, resulta eficaz la pulverización con fentiión en la época de vuelo del imago con el fin de afectar a las larvas neonatas, que mueren al intentar atravesar la corteza.

Saperda scalaris

(LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Cerambyx scalaris LINNAEUS, 1758; *Saperda scalaris* (L.) FABRICIUS, 1775.

DESCRIPCION

Cuerpo alargado y negro, más estrecho en el macho que en la hembra, y con una pubescencia terrosa oscura. Longitud de 11-19 mm. La cabeza, el pronoto y el escutelo tienen una pubescencia amarillo azufrada interrumpida solamente por una mácula triangular sobre el vertex y una gran mancha mediana en el pronoto, que lleva una pequeña mácula a cada lado. Los élitros poseen una pubescencia amarilla más clara, que forma una banda sutural con normalmente cuatro o cinco dilataciones, una banda que cubre la epipleura y un número muy variable de manchas. Las antenas tienen los dos primeros artejos, la mitad o más de los artejos III al X y la base y un anillo preapical del artejo XI cubiertos de una pubescencia blanquecina. Las patas y la parte ventral del cuerpo están cubiertos por una pubescencia amarillo grisácea.

Antenas algo más largas que el cuerpo en el macho y un poco más cortas en la hembra. Los lóbulos inferiores de los ojos aproximadamente dos veces más largos que las genas en los machos y casi tan largos en las hembras. Pronoto ligeramente oblicuo en el macho y fuertemente en la hembra, deprimido

transversalmente detrás y estrechándose delante de la base; redondeado lateralmente en el centro, el disco central con tres ligeras protuberancias más o menos lisas. Los élitros están subdeprimidos discalmente y redondeados en el ápice.



Fig. 192.—Adulto de *Saperda scalaris* (L.).

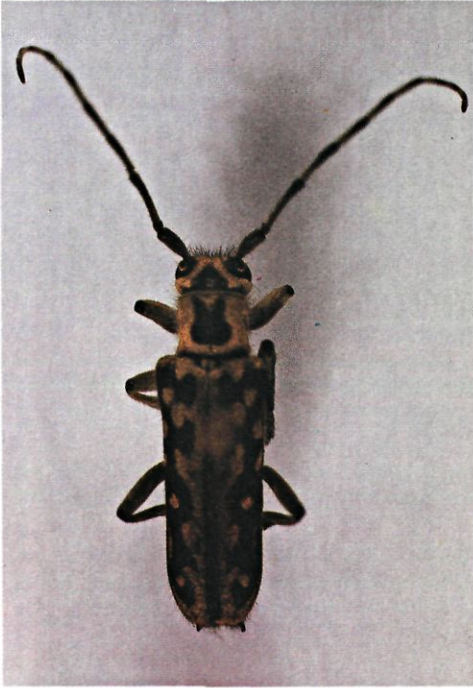


Fig. 193.—Adulto de *Saperda scalaris* (L.).

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Eurosiberiana, está presente en Europa, Siberia, El Cáucaso, Oriente medio y norte de Africa.

En España se encuentra citada en las provincias de Gerona y Lérida (VIVES, 1984). En este trabajo se han encontrado ejemplares de esta especie de Elizondo (Navarra).

PLANTAS HUESPEDES

Especie polífaga se alimenta de numerosos géneros de frondosas: *Acer*, *Alnus*, *Betula*, *Carpinus*, *Corylus*, *Fagus*, *Ilex*, *Juglans*, *Populus*, *Prunus*, *Pyrus*, *Quercus*, *Salix*, *Ulmus*, etc.

Las citas de la provincia de Navarra, corresponden a ejemplares emergidos de trozas de *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN.

DAÑOS

Las larvas perforan la madera de pies debilitados con la consiguiente pérdida de valor.

Los adultos se alimentan de hojas y efectúan roeduras de alimentación en la corteza de ramas delgadas y guías terminales. En el caso de plantaciones jóvenes de alisos, las hojas dañadas por este insecto han llegado a ser un 10-12 % del total (STARZYK, 1981).

BIOLOGIA

Los adultos emergen de los troncos en los meses primaverales de marzo a junio y la hembra deposita los huevos en pequeñas hendiduras que escarba en la corteza con sus mandíbulas. La larva se desarrolla en el tronco del árbol durante un año, emergiendo en la primavera siguiente.

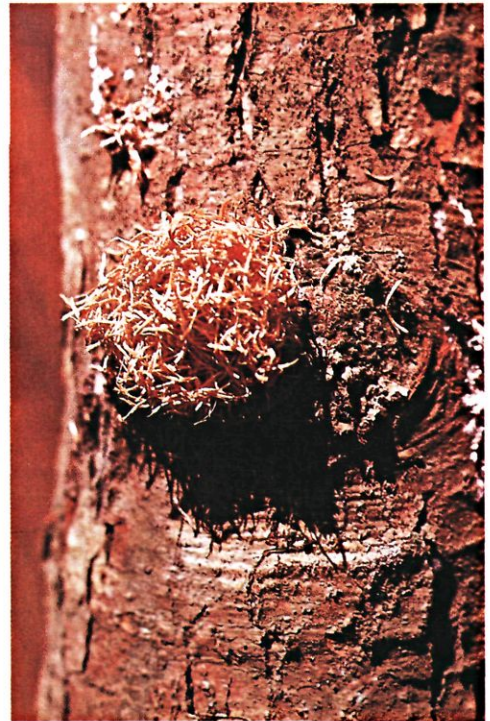


Fig. 194.—Serrines producidos por la larva de *Saperda scalaris*.

METODOS DE CONTROL

Al principio de la primavera y como medida preventiva, se pueden pulverizar los fustes de los árboles no atacados hasta una altura de

tres metros con fentión, lindano o metilazinfos.

En los árboles ya atacados se pueden inyectar con estos productos los orificios de las galerías y taponarlos después con un algodón empapado en los mismos.

Agelastica alni (LINNAEUS, 1758)

SINONIMIAS

Galeruca alni LINNAEUS, 1758; *Agelastica violacea* LAICHARTING, 1781.

DESCRIPCION

El imago tiene una longitud de 5-7 mm. y se caracteriza por tener la cabeza empotrada hasta los ojos en el pronoto, que es casi tan ancho como los élitros, carece de abolladuras y de surco alguno, está rebordeado en su base y tiene una seda en cada uno de los cuatro ángulos. Esta especie es de color azul violáceo oscuro y brillo uniforme, en ocasiones azul verdoso ventralmente; está fina y densamente punteada y es glabra. Las antenas, las tibias y los tarsos son negros. De forma alargada, se ensancha progresivamente hacia el extremo posterior del cuerpo, que termina de forma regularmente redondeada; la hembra fecundada tiene el abdomen extraordinariamente dilatado, de tal forma que sobresale lateralmente de los élitros, mostrando su color amarillo intenso (fig. 197).

El huevo es alargado y ampuliforme, de color amarillo intenso. La larva es negra brillante, alargada, subcilíndrica y ligeramente pelosa; tiene una longitud de 10-12 mm.; la cabeza es pequeña, el protórax tiene un escudo que lo recubre casi completamente y a cada lado de los restantes segmentos torácicos y abdominales hay dos series transversa-

les de tubérculos negros y pelosos (fig. 202). La ninfa es blanda, de color amarillo claro y con el dorso cubierto de sedas (fig. 204).

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Originariamente euroasiática, se encuentra a través de toda Europa, Siberia, Asia Central y Oriente Medio. Falta en el norte de Africa y fue introducida en América del Norte a principios de este siglo (BRITTON, 1920).

Citada en nuestro país en las provincias

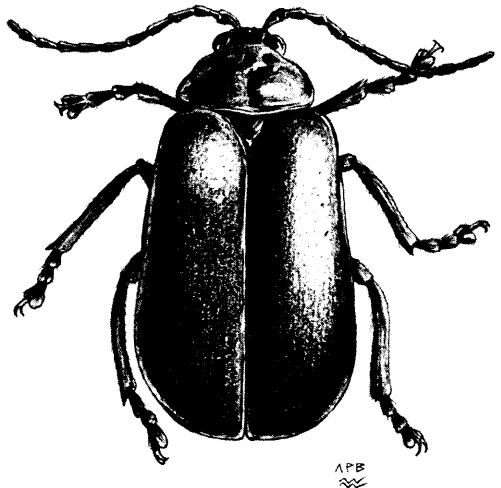


Fig. 195.—Imago de *Agelastica alni* (L.).



Fig. 196.—Imago de *Agelastica alni* (L.).

de Barcelona (BALCELS, 1955) y Santander (DOMÍNGUEZ, 1962-63); Guipúzcoa y Navarra (ARBELOA et al, 1981); en este trabajo se la ha encontrado sobre *Alnus glutinosa* (L.), GAERTN, en las localidades de Asturias: Llanes; Avila: Arenas de San Pedro y Mijares; Cantabria: Castrocollorigo; Guadalajara: Humanes;

Madrid: San Martín de Valdeiglesias; Navarra: Elizondo; Salamanca: Candelario y El Payo, y Toledo: El Alamín y La Iglesuela.

PLANTAS HUESPEDES

Esta especie es normalmente monófaga, alimentándose de especies del género *Alnus* (BARBEY, 1925; BALACHOWSKY, 1963; TIBERGHEN, 1972; REICHHOL, 1974; TISCHLER, 1977; GORNY, 1979; MORRIS, 1983; BELLES et al., 1984; etc.) Sin embargo, cuando se produce una explosión de población de *A. alni*, que acaba con todo el alimento disponible de aliso, entonces ataca a los árboles de las especies de los géneros *Betula*, *Populus* y *Salix* que se encuentran en las proximidades (TISCHLER, 1977). También se puede alimentar de hojas de *Corylus avellana* L. (FEYTAUD, 1939; DOBROVOLSKI, 1951; TISCHLER, 1977), y ocasionalmente aparecen daños causados en árboles frutales de los géneros *Malus*, *Prunus* y *Pyrus* (BALACHOWSKY, 1939; FEYTAUD, 1939; DOMÍNGUEZ, 1962-63), en *Rosa* spp. (BALACHOWSKY, 1939; FEYTAUD, 1939) y en *Vitis* sp.



Fig. 197.—Vista lateral de una hembra de *Agelastica alni* con el abdomen dilatado por los huevos.

(FEYTAUD, 1939, citado por DOMÍNGUEZ, 1962-63). Por el contrario, su desarrollo larvario no es posible sobre plantas de los géneros *Carpinus*, *Castanea*, *Fagus* y *Quercus* (TISCHLER, 1977).

Se trata por lo tanto de un caso notable de alotropía, que aparece súbitamente, y cuyo origen está en sus afinidades biológicas con las otras dos especies paleárticas del género *Agelastica*, que muestran una marcada afinidad trófica por la rosáceas leñosas; así *Agelastica caerulea* BALY se alimenta casi exclusivamente de estas especies botánicas y *Agelastica orientalis* BALI se alimenta de especies de los géneros *Populus* y *Salix*, y secundariamente de rosáceas leñosas.

DAÑOS

Tanto los adultos como las larvas son defoliadoras. Los adultos devoran el limbo foliar, perforándolo de lado a lado, en áreas irregulares. Por el contrario, las larvas devoran el parénquima de la hoja respetando los nervios principales y secundarios, así como la epider-

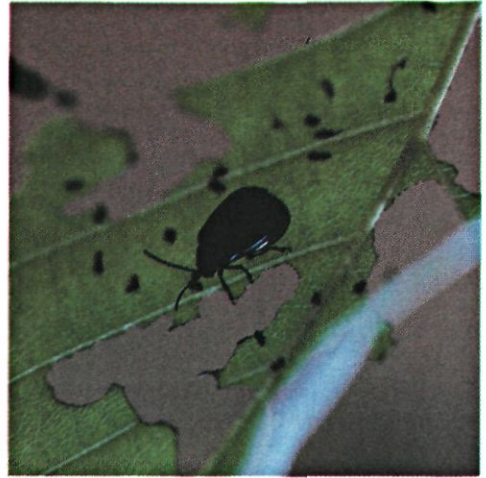


Fig. 198.—Daño producido por los adultos en las hojas.

mis de la cara opuesta; el follaje queda esquelético y la copa del árbol se torna rojiza cuando el ataque es masivo, lo que ocurre con frecuencia (figs. 198 y 203).



Fig. 199.—El imago es fácilmente visible en follaje.



Fig. 200.—Puesta de *Agelastica alni* (L.).

BIOLOGIA

Inverna en estado adulto, refugiado en la hojarasca u otros refugios del sotobosque; con la llegada de la primavera salen de la diapausa invernal y se desplazan a los brotes y hojas del aliso, donde se alimentan durante



Fig. 201.—Larva neonata.

un período de hasta 20 días antes de iniciar los acoplamientos y las consiguientes puestas. Las épocas de aparición del insecto en primavera y comienzo de las puestas están relacionados con la temperatura y la brotación del aliso, existiendo variaciones respecto a la latitud, la altitud y la exposición. Aparecen en el campo con una temperatura media de 12° C, lo que ocurre en Barcelona en el mes de marzo, y depositan los primeros huevos en abril, con una media de 14° C (BALCELS, 1955).



Fig. 202.—Las larvas de *Agelastica alni* son fácilmente identificables por su característico color negro azabache, aunque las larvas recién mudadas son de color amarillo.

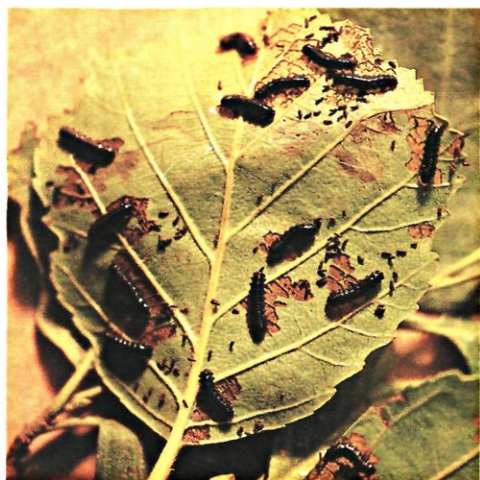


Fig. 203.—Daños en las hojas provocados por larvas.

La puesta está formada por plastones de unos 60 huevos y cada hembra deposita de 7 a 13 plastones en un intervalo de tres a seis días; el período de incubación dura de 12 a 15 días, según las temperaturas (DOMÍNGUEZ, 1962-63) (fig. 200).

La larva se desarrolla en 20-30 días y pasa por tres mudas. Al final de su desarrollo desciende al suelo, donde prepara unas cápsulas terrosas donde tiene lugar la ninfosis; en este estado permanece durante 20-22 días, tras los cuales aparecen los imagos; ésto suele ocurrir en los meses de junio y julio.

Los nuevos adultos se alimentan de hojas de aliso durante el resto del verano sin reproducirse y con la llegada del otoño se refugian en la hojarasca del suelo para invernar.

La temperatura límite superior para la actividad de este escarabajo es de 42-45° C y el límite inferior de 0-2° C, siendo la temperatura óptima para el desarrollo de la actividad de la especie la de 21-25° C. La resistencia al frío es la misma durante la diapausa invernal y durante la quiescencia, siendo el límite letal inferior de -13 y -14° C en ambos casos, en comparación con los -4 C durante el período de actividad.

A 20° C el ciclo biológico completo de *Agelastica alni* (L.), desde la fase de huevo hasta la de imago tarda alrededor de dos me-

ses. Según esto la especie dispondría de tiempo para poder desarrollar otra generación estival antes de la llegada de los fríos otoñales. Sin embargo, la existencia de un umbral letal de temperaturas medias de 28° C a partir del cual el desarrollo embrionario es imposible, explica la imposibilidad de esta segunda generación en nuestras latitudes y la razón de la ubicación de las puestas en el envés foliar (TISCHLER, 1977).

PARASITOS Y PREDADORES

Entre los parásitos de larvas se encuentran el díptero taquinídeo *Meigenia mutabilis* y el himenóptero ichneumónido *Mesochorus toracicus*, y entre los parásitos de imagos el díptero taquinídeo *Degeeria (Medica) luctuosa* (HERTING, 1960; TIBERGHEN, 1972; GEEP, 1975).

Destacan entre los predadores de larvas e imagos el hemíptero pentatómido *Troilus luridus* (SPEYER, 1954) y entre los predadores de huevos los coleópteros coccinélidos, *Coccinella septempunctata* y *Propylaea 14-punctata* y los cantáridos, *Cantharis livida* y *Cantharis nigricans* (TISCHLER, 1977).

METODO DE CONTROL

El tratamiento primaveral mediante el espolvoreo con metoxicloro 5% contra los imagos, que se concentran en la planta huésped a



Fig. 204.—Pupa de *Agelastica alni* (L.).

su salida de los refugios invernales, ha dado excelentes resultados.

También se la puede combatir mediante dos espolvoreos sucesivos contra las larvas, el

primero cuando van a comenzar las primeras crisalidaciones y todavía quedan algunas puestas por nacer y, el segundo cuando ya han nacido todas las larvas.

Galerucella lineola

(FABRICIUS, 1775)

SINONIMIAS

Galeruca lineola FABRICIUS, 1755.

DESCRIPCION

El cuerpo es relativamente corto, más o menos redondeado, con los bordes laterales subparalelos y una longitud de 5-6 mm.; de coloración muy uniforme, tiene un color de fondo pardo-amarillento y sin brillo; coloración ventral oscura, por lo menos en parte; el dorso está provisto de una fina pubescencia; breve banda negra en el borde exterior y anterior de cada élitro; mancha mediana negra de forma más o menos triangular en el pronoto; vertex y escutelo negros.

La cabeza está embutida hasta los ojos en el borde anterior del pronoto y es más estrecha que éste. Las antenas no alcanzan la mitad de la longitud del cuerpo; la inserción de las antenas con la cabeza tiene lugar en dos puntos muy próximos entre sí; los artejos de las antenas son rojizos en su base.

El pronoto tiene una superficie desigual horadada con fosetas, aunque no está punteado y tiene una forma más o menos redondeada.

Los élitros recubren todo el abdomen, excepto en las hembras cuando lo tienen dilatado por lo huevos que portan en su interior; no están acanalados; de bordes laterales subparalelos y en el apex están redondeados y separados.

Las patas están dotadas de fémures sencillos, no abultados, los artejos terminales de los tarsos posteriores son mucho más cortos que los otros dos juntos; el color de las patas es claro.

En la hembra, la espermateca tiene la parte

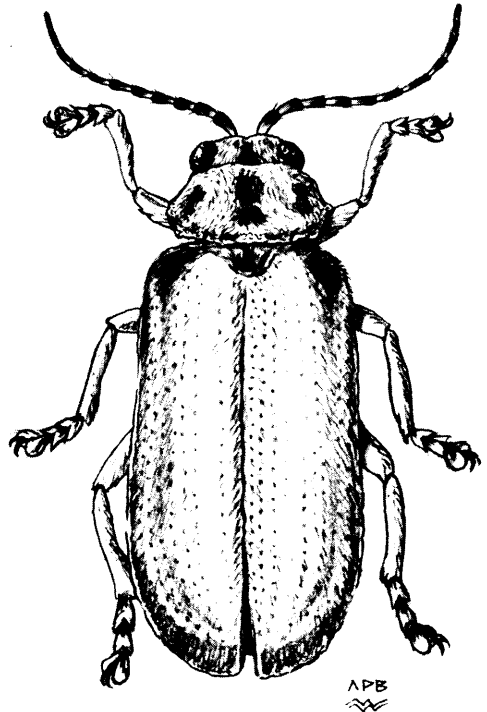


Fig. 205.—Adulto de *Galerucella lineola* (F.).



Fig. 206.—Adulto de *Galerucella lineola* (F.).

distal o cuerno replegada sobre la parte basal o módulo, el «ductus receptaculi» con una glándula accesoria que emerge de una prominencia común y que forma una especie de cono; este cono está situado en la parte basal de la espermateca y ligeramente desviado hacia la parte cóncava del módulo; en el saco interno de la espermateca apenas se pueden apreciar

los pliegues transversales (BRIVIO, 1977) (fig. 210).

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

De distribución europea, ha sido citada por LEDESMA (1979) en Cuenca: Alcantud, Cañamares y El Recuenco.

En este trabajo se la ha localizado en Avila: Mijares, Arenas de San Pedro; Badajoz: La Codosera; Cádiz: Castellar de la Frontera, Jimena de la Frontera; Guadalajara: Humanes; Huelva: Nerva; Jaén: Santa Elena; Madrid: San Martín de Valdeiglesias; Navarra: Elizondo; Salamanca: Candelario, El Payo, y Toledo: El Alamín, La Iglesuela.



Fig. 207.—Adulto de *Galerucella lineola* (F.).

ESPECIES HUESPEDES

Citada sobre el género *Salix* (BARBEY, 1925; BONNEMAISON, 1964) y especialmente sobre plantaciones de *Salix viminalis* LINNAEUS (URBAN, 1981; LARSON y WIREN, 1982); en nuestro país se la encuentra abundantemente en las

plantaciones comerciales de *Salix americana* HORT. (LEDESMA, 1979).

Autores como KUHNT (1911) y BONNEMAI-SON (1964) la citan sobre *Alnus* spp. y concretamente en *Alnus incana* (L.) MOENCH por MORRIS (1983).

En este trabajo se la ha encontrado abundantemente sobre *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades anteriormente citadas.

DAÑOS

En primavera los adultos invernantes devoran las yemas y las hojas en brotación, por lo que si la población de invernantes es muy alta puede retrasar considerablemente la brotación, con la pérdida de crecimiento consiguiente que supone para las especies arbóreas de crecimiento rápido.

Los adultos de la generación de julio se alimentan fundamentalmente de las hojas más tiernas de la parte terminal de la copa.

Sin embargo, el daño más importante está a cargo de las larvas, que se alimentan del parénquima foliar dejando limpiamente las nerviaciones, por lo que la hoja atacada adopta un aspecto *reticulado y pardo muy característico*. Este ataque es más intenso a finales de junio o principios de julio, época en la que los árboles atacados aparecen con el follaje par-

do, en contraste con los no atacados de color verde.

BIOLOGIA

Los imagos invernan refugiados en las grietas de la corteza o en el suelo bajo la hojarasca u otros restos vegetales caídos.

Con la llegada de la primavera salen de los refugios y se dirigen a las todavía tiernas hojas del árbol huésped e incluso, si éste no ha brotado aún, sobre plantas herbáceas.

El apareamiento de los adultos y la consiguiente puesta se inicia a los pocos días de salir de sus refugios, pudiendo observarse a mediados del mes de abril las primeras puestas. Las puestas de los adultos invernantes continúan durante los meses de mayo y junio, encontrándose a mediados de julio algún adulto invernante todavía.

La hembra deposita los huevos en el envés, aunque en ocasiones he observado alguna puesta en el haz, en grupos de 5 a 20 unidades (fig. 209). Las primeras larvas se observan a primeros de junio y se desarrollan durante un mes aproximadamente, según las condiciones climáticas, alimentándose del parénquima foliar (fig. 208).

En el último estadio, con una longitud de 6 mm., se dejan caer al suelo para pupar en un lugar protegido y con la humedad necesaria.



Fig. 208.—Larva de *Galerucella lineola* (F.).

Al cabo de pocos días emergen los adultos que en ocasiones inician una segunda generación realizando las puestas a principios de agosto. Con la llegada del otoño los imagos se refugian para invernar.

METODOS DE CONTROL

Entre las medidas culturales cabe citar la remoción de la hojarasca en otoño para exponer al frío a los imagos hibernantes y reducir el número de refugios disponibles; todo ello se traduce en una reducción de la supervivencia de la población invernante.

Entre los métodos de control químico, destaca por su eficacia el espolvoreo contra los adultos, que salen de sus refugios invernales en el mes de abril y se concentran sobre la planta huésped en brotación. También resulta eficaz el espolvoreo posterior contra las



Fig. 209.—Puesta de *Galerucella lineola* (F.).

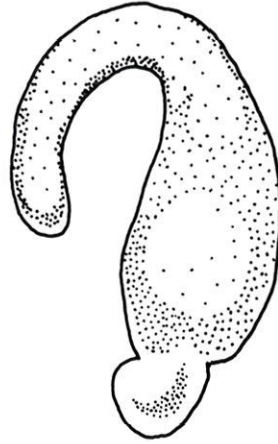


Fig. 210.—Espermateca de *Galerucella lineola* (F.).

larvas, siendo necesarias dos aplicaciones: la primera, cuando va a comenzar la pupación en el mes de julio y todavía queda un 25 % de huevos sin eclosionar y la segunda, unos veinte días después, cuando ya han nacido todas las larvas.

LEDESMA (1979) determinó que el producto insecticida más eficaz era DDT 10 % en polvo y a la dosis de espolvoreo de 10 kilos por hectárea. Sin embargo, al encontrarse este organoclorado sujeto a una prohibición de uso (OM, 22-03-71; OM, 4-12-75; OM, 20-05-76) se le ha sustituido con éxito por metoxicloro 5 % en polvo.

Se puede sustituir el espolvoreo por dos pulverizaciones primaverales consecutivas contra los adultos, que salen de los refugios invernales, con malation o triclorfon, 0,2-0,5 % de riqueza de materia activa.

Cryptorrhynchus lapathi

LINNAEUS, 1758

SINONIMAS

Sternochetus lapathi (LINNAEUS, 1758).

DESCRIPCION

El imago tiene una longitud de 6-9,5 mm. y una longitud del rostro de 1,8-2 mm.; normalmente las hembras son de dimensiones mayores que los machos. El cuerpo es muy robusto y duro de color negro o gris-pardo oscuro, mientras que los individuos jóvenes tienen una tonalidad gris clara, incluso rosada. El torax y las patas están cubiertos de escamas quitinizadas. El rostro es duro y fuerte, acabado en un ápice grueso y macizo; hacia la mitad del rostro surgen las antenas de color oscuro y mazudas. El cuerpo ventralmente está segmentado y presenta una excavación esternal en la que el rostro encaja con precisión, cuando el insecto adopta la postura defensiva de inmovilidad. Los élitros subdorsalmente tienen varias filas de alvéolos; declive elitral recubierto de escamas blanco rosadas, mientras que las del resto del élitro son pardo negruzcas.

El huevo es blanco opaco y tiene el corion liso. La larva tiene cinco estadios y una longitud que varía desde los 1,10 mm. en el primero hasta los 9,82 mm. del último; está formada por doce segmentos y en los tres segmentos torácicos hay unas patas rudimentarias; en todos los segmentos, salvo en el segundo, ter-

cero y duodécimo, se aprecian lateralmente los espiráculos; en el último segmento abdominal se encuentra el ano rodeado de cuatro

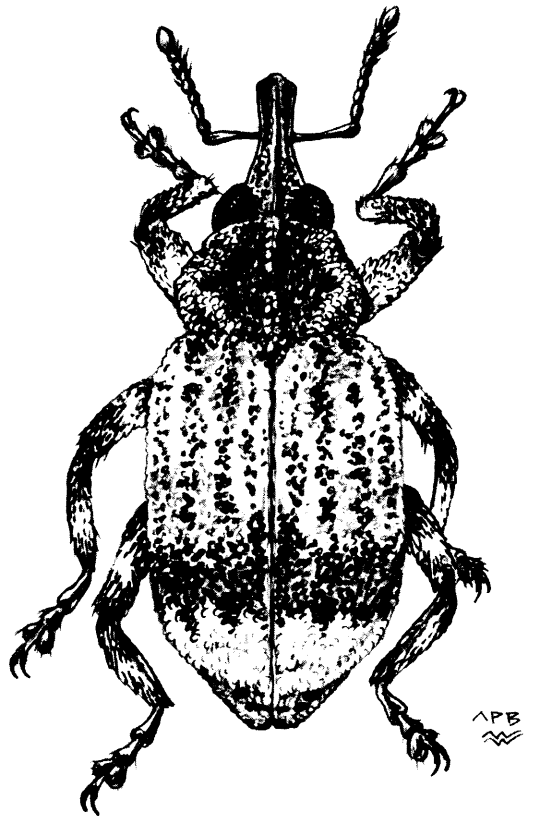


Fig. 211.—Imago de *Cryptorrhynchus lapathi* L.



Fig. 212.—Imago de *Cryptorrhynchus lapathi* L.

verrugas; la cabeza es abombada y de color castaño claro, con las mandíbulas marrón oscuro, y el labro, palpos labiales y maxilares más claros. la crisálida tiene 9-10 mm. de longitud y es de color amarillento, con el rostro encajado en una excavación esterno-abdominal; las antenas tienen formas de mazas; el último segmento abdominal tiene dos pequeños ganchos.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie paleártica, se encuentra distribuida por Europa y a través de la Siberia Soviética llega hasta el Norte de China y Japón. En América del Norte ha sido introducida por el hombre, encontrándose en EE. UU. y Canadá.

Presente en abundancia en la España central y septentrional, es bastante escaso en la meridional (TEMPLADO, 1963). En este trabajo se han recolectado individuos en San Martín de Valdeiglesias (Madrid) y en Humanes (Guadalajara).

PLANTAS HUESPEDES

Profusamente citada sobre *Populus* spp. y *Salix* spp., es también huésped de *Betula nigra* L. y *B. pumila* L. (SZALAY-MARZSO, 1961), *Pyrus communis* L. (RITZEMA-BOS, 1919), *Alnus cremastogyne* BURKIL (MORRIS, 1983), *Alnus incana* (L.) MOENCH (CHLODNY, 1982; MORRIS, 1983; SLERPINSKI, 1985) y *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. (GORNÝ, 1979; MORRIS, 1983).

En este trabajo se le ha localizado sobre *A. glutinosa* (L.) GAERTN. en las localidades citadas en la distribución geográfica.

DAÑOS

Se distinguen dos tipos de daños, el causado por los adultos y el provocado por las larvas.

Los adultos se alimentan del jugo de plantas, que obtienen haciendo heridas en la corteza de ramas y ramillas del huésped mediante su prolongado rostro. En primavera los adultos invernantes salen de sus refugios y se dirigen hacia los brotes jóvenes del huésped, para alimentarse durante un período de 15 a 18 días, durante el cual recuperan fuerzas tras la diapausa invernal y se preparan para la cópula; estos daños traen consigo la rotura de los brotes jóvenes afectados, con lo que el pie adopta un porte cada vez más ramificado al producirse brotes laterales auxiliares. Además, los adultos se alimentan durante todo su período de reproducción a lo largo de troncos y ramas delgadas y peciolos de hojas no desarrolladas, dejando unos orificios más o menos circulares rodeados de una zona necrosada parda; la concentración de estas picaduras en una misma rama puede dar lugar a la rotura de la misma.

Los daños provocados por las larvas consisten en las galerías excavadas a lo largo del tronco y las ramas, que provocan la rotura de las plantas jóvenes a causa del viento y la depreciación de la madera en los árboles maderables. En el caso de poblaciones numerosas las galerías pueden llegar a anillar el árbol, provocando su muerte. Asimismo, las galerías abiertas son la vía de entrada de numerosos hongos patógenos y un foco de atracción de otros insectos xilófagos.

BIOLOGIA

Según la latitud y la altitud el ciclo biológico anual sufre variaciones en cuanto a las fechas de aparición de los diferentes estados de desarrollo. Los primeros adultos emergen a mediados de junio y los últimos a mediados de septiembre; tras la cópula y después de un período de preoviposición de 25 días (DAFAUCE et al., 1963) realizan la puesta durante la segunda quincena de Julio, y los meses de agosto, septiembre y octubre; observándose en este último mes huevos, larvas, pupas y adultos.

Las larvas comienzan a nacer a mediados de septiembre; nada más salir, excavan una pequeña galería bajo la corteza, donde pasará el invierno en el primer y segundo estadios; con la llegada de las suaves temperaturas primaverales las larvas reanudan su alimentación y a partir del tercer estadio penetran hacia el interior de la madera, alcanzando el quinto estadio a últimos de mayo o junio (fig. 213). La pupación dura unos quince días y el imago desarrollado permanece antes de salir



Fig. 213.—Larva de *Cryptorrhynchus lapathi* L.



Fig. 214.—Pupa de *Cryptorrhynchus lapathi* L.

de la cámara de pupación otros quince días (LEDESMA, 1979), con lo que se cierra el ciclo (fig. 214).

Sin embargo, parte de la población de imagos adultos pueden sobrevivir a los rigores invernales refugiándose entre las rugosidades de las cortezas de árboles viejos o entre la hojarasca. La población invernante superviviente puede llegar a ser de hasta un 25 % de los adultos, que había en el otoño, cuando el invierno es muy favorable (DAFAUCE, et al. 1963).

PARASITOS Y PREDADORES

Entre los himenópteros parásitos cabe citar *Ephialtes tuberculatus* FOURCR. (*Ichneumonidae*) y *Bracon immutator* (*Braconidae*) (POSTNER, 1966) y *Glypta bipunctoria* (THNBG.) (GORNY, 1979).

Destaca la predación de imagos por aves

como *Parus major* L. (*Paridae*) y *Passer montanus* L. (*Ploceidae*) y batracios como *Hyla arborea* L. (*Hylidae*) (SZALAY-MARZSO, 1962), así como la predación principal de larvas llevada a cabo por aves como *Dendrocopus major* L., *Dendrocopus minor* L. y *Picus viridis* L. (*Picidae*) (COLLINGE, 1915).

METODOS DE CONTROL

Aparte de la selección de clones resistentes a esta plaga, que en el caso del aliso no ha sido realizada todavía, es interesante la medida cultural de eliminar, antes del mes de junio, los árboles espontáneos de especies huéspedes, que estén en los alrededores de la plantación con el fin de evitar reinfestaciones.

Las plantas de vivero antes de efectuar la plantación y como medida preventiva conviene pulverizarlas como una emulsión de fen-

tion 0,5 % o sumergirlas durante unos momentos en dicho caldo.

En las plantaciones y con el fin de controlar las larvas subcorticales se pueden pulverizar los troncos hasta los tres metros de altura con una emulsión acuosa de fention 0,5 %; este tratamiento se puede realizar desde el otoño hasta la primavera siguiente.

Para el control de los imagos el espolvoreo con fenitrotión 5 % proporciona los mejores resultados, efectuando tres aplicaciones, la primera cuando ha emergido el 40 % de la población y, con intervalos de quince días, la segunda y la tercera.

Para combatir los imagos, antes de que realicen la oviposición, se pueden pulverizar los troncos durante la primera quincena de julio con un insecticida persistente, como metilazinfos 0,2 %, o mediante la aplicación al suelo de gránulos de carbofurano 10 %.

Xyleborus dispar

FABRICIUS, 1792

SINONIMIAS

Apate dispar FABRICIUS, 1792, *Bostrichus brevis* PANZER, 1793; *Bostrichus toracicus* PANZER, 1793; *Scolytus pyri* PECK, 1817; *Bostrichus tachygraphus* SAHLBERG, 1834; *Bostrichus ratzeburgi* KOLENATI, 1846; *Anisandrus swainei* DRAKE, 1921; *Xyleborus cerasi* EGGERS, 1937.

DESCRIPCION

Con un acusado dimorfismo sexual esta especie se caracteriza por tener el margen basal de los élitros liso, sin granulaciones marginales, formando una línea recta transversal; los bordes laterales y basales del pronoto están redondeados y sin bordes; escudete plano y moderadamente ancho, rellenando totalmente la entalladura escutelar; cabeza no visible dorsalmente al estar oculta por el pronoto; metaepisterno visible en toda su longitud, con algo más de su mitad dorsal cubierta por el élitro; protibias estrechas y tercer segmento de los tarsos no bilobulados; funículo antenal con cinco artejos y la maza está oblicuamente truncada; ojos escotados.

La hembra, de 3,2 a 3,6 mm. de longitud, tiene el pronoto tan largo como ancho, redondeado lateralmente, manifiesta una convexidad en su mitad anterior, así como una fuerte granulación, mientras que en su mitad posterior está simplemente punteada; visto

de perfil está fuertemente levantado en su mitad anterior, a modo de joroba. El color del pronoto es casi negro, más oscuro que el de los élitros, que son de reflejos marrones y brillantes. Tiene una forma masiva y paralelepédica, con la declividad elitral redondeada en el apex.

El macho de menor tamaño, 1,8-2,1 mm. de longitud, es redondeado y áptero; tiene un pronoto cordiforme aplanado, adornado en su mitad anterior de espículas a falta de otros relieves. Los élitros, vistos de perfil, manifiestan una declividad elitral muy brusca en el apex. La coloración es similar a la hembra.

DISTRIBUCION GEOGRAFICA

Especie paleártica, está distribuida por toda Europa, Siberia y el norte de Africa. Introducido en Norteamérica.

En España ha sido citado por GIL (1983) en Pontevedra, Santander, Segovia y Zaragoza. En este trabajo ha sido encontrado en la localidad navarra de Elizondo.

PLANTAS HUESPEDES

Especie muy polífaga coloniza principalmente especie frondosas, entre las que cabe destacar las pertenecientes a los géneros: *Acer*, *Alnus*, *Castanea*, *Fagus*, *Fraxinus*, *Juglans*, *Malus*, *Populus*, *Prunus* y *Quercus*

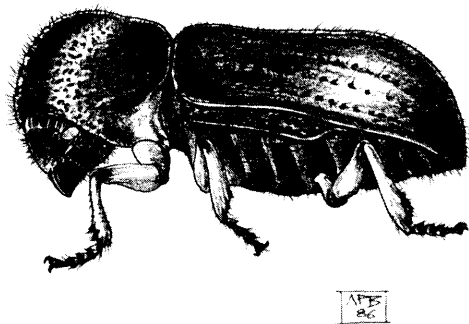
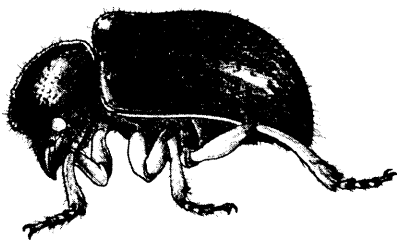


Fig. 215.—Imagos (♂ y ♀) de *Xyleborus dispar* F. (según BALACHOWSKY, 1963).

(BALACHOWSKY, 1963). También coloniza especies resinosas de los géneros *Pinus*, *Thuja* y *Juniperus* (GIL, 1983).

Se la ha encontrado en *Alnus glutinosa* (L.) GAERTN. en la localidad antes citada.

DAÑOS

Como consecuencia de la actividad perforadora de adultos y larvas provoca daños graves en el huésped, que entrañan en la mayoría de los casos su muerte y aunque en algunos éste reacciona taponando las galerías mediante tejidos de cicatrización y ahogando a las larvas, lo normal es que el árbol languidezca rápidamente, con el amarilleamiento y caída de parte del follaje primero, la aparición de brotes y ramas secas después y por último la muerte del pie.

Los daños son fácilmente identificables por los troncos y ramas gruesas que aparecen

«cribados» de orificios de entrada, muy visibles.

Aunque BALACHOWSKY (1963) afirma que esta especie es un parásito primario, el que la planta huésped se encuentre en un estado de debilidad fisiológica, bien por padecer unas condiciones climatológicas adversas o por encontrarse en un medio edáfico inadecuado, favorece y acelera el proceso, por lo que en la mayoría de los casos debe ser considerado como parásito secundario.

BIOLOGIA

Aunque BARBEY (1925) establece dos generaciones anuales, una durante el mes de Mayo y otra en julio, la mayoría de los autores admiten una sola (CHARARAS, 1962), cuyo período de vuelo tiene lugar al final de la primavera, abril, mayo o junio según la estación y las condiciones climáticas del año.

Es en el comportamiento sexual donde se explica el acusado dimorfismo, pues esta especie manifiesta una poligamia consanguinea, en la que el acoplamiento tiene lugar en la galería materna antes del inicio del vuelo, entre los individuos hermanos procedentes de la misma puesta y donde los machos, de menor tamaño y número que las hembras, cubren a un número variable de éstas.

Las hembras fecundadas salen al exterior para iniciar el vuelo en busca de un nuevo árbol huésped, mientras que los machos, incapaces de volar, acaban sus días dentro de las galerías donde nacieron.

Cuando la hembra encuentra el huésped adecuado para realizar la puesta, practica una galería perpendicular a través de la albura de 1 a 3 cm. de profundidad, de la que parten dos galerías transversales donde va poniendo los huevos; las larvas, que nazcan de éstos, excavarán galerías a su vez perpendiculares al plano en el que están las anteriores; es por esto por lo que *X. dispar* tiene un sistema de galerías tridimensional.

Las larvas pasan por tres estadios a lo largo de su desarrollo, durante el cual se alimentan al mismo tiempo de fibras leñosas y del micelio de los hongos de «ambrosía» (Xilomicetofagia), que se desarrollan en la galería materna a partir de las esporas que la hembra lleva

en una cavidad especial de la parte anterior del mesonoto, llamada micangio.

METODOS DE CONTROL

Esta especie es en general, una plaga secundaria, indicadora de la necesidad de adoptar medidas culturales que aumenten el vigor de los árboles.

La pulverización de los troncos en los meses de marzo o abril con aceites amarillos (aceite mineral de invierno y DNOC) puede ser efectivo para la eliminación de los escolítidos, aunque no es definitivo.

En el caso de efectuar un aprovechamiento de maderas en la época de vuelo de los imágos, es conveniente pulverizar los troncos abatidos con lindano dentro de las veinticuatro horas siguientes a la corta.

Conclusiones

En general la mayoría de las alisedas prospectadas tenían un estado fitosanitario calificable de sano, con una fauna de artrópodos parásitos relativamente rica en especies, que normalmente no alcanzaban niveles poblacionales altos o de «plaga», si exceptuamos la defoliación causada en los alisos de Olazagutia (Navarra) por *Elkneria pudibunda* (L.), los daños en el follaje de las alisedas de la Iglesuela (Toledo) y San Martín de Valdeiglesias (Madrid) por *Monosteira unicostata* (MULS. y REY) y en Candelario (Salamanca) por *Agelastica alni* (L.).

No obstante, hay que mencionar la muerte generalizada de pies en algunas alisedas del norte de la Península Ibérica: Elizondo (Navarra), Potes (Cantabria) e Infiesto (Asturias), y cuya causa nos es desconocida, aunque si se puede afirmar que no es debida al ataque de artrópodos parásitos y que todos los síntomas indican que pueden ser debidos a la acción de hongos fitopatógenos.

La explicación de la aparente salud de nuestras alisedas se encuentra en la propia ubicación de las mismas, dentro de su estación ecológica y con las condiciones climáticas y edafológicas adecuadas, ya que las alisedas españolas son siempre espontáneas al no haberse realizado todavía plantaciones artificiales monoespecíficas, donde la mayor disponibilidad de alimento y la alteración del equilibrio natural, con respecto a la fauna útil asociada, favorece el crecimiento de las poblaciones de artrópodos parásitos, que llegan a alcanzar niveles perjudiciales o de plaga.

Sin embargo, aunque todas las especie de artrópodos fitófagos son potencialmente peligrosas existen algunas que, bien por el tipo de daño que provocan en la planta huésped o

por su potencial poblacional o abundancia tanto en el aliso como en otras especies forestales, se las puede clasificar como plagas potenciales del aliso:

Así, *Elkneria pudibunda* (L.), *Porthetria dispar* (L.), *Monosteira unicostata* (MULS. y REY) y *Tetranychus urticae* KOCH, lo son por su abundancia y por los daños constatados sobre otras especies vegetales agrícolas o forestales.

Por la abundancia en que se las ha encontrado sobre los alisos prospectados, citaremos a *Ennomos alniaria* (L.), *Phalera bucephala* (L.), *Orthosia incerta* (HUFN.), *Pterocallis maculata* (VON HEYDEN), *Pterocallis alni* (DE GEER), *Biston strataria* (HUFN.), *Panonychus ulmi* (KOCH), *Elasmucha grisea* L. y *Agelastica alni* (L.).

Por los daños provocados sobre otras especies forestales hay que citar a *Galerucella lineola* (F.), peligrosa plaga del mimbre.

Por último, todos los insectos perforadores son siempre peligrosas plagas potenciales, aunque en muchos casos ataquen solamente a pies debilitados por condiciones meteorológicas y/o edafológicas adversas o por otras plagas, hay que señalar aquellos que, como *Paranthrene tabaniformis* (ROTT.), *Sesia apiiformis* (CLERCK), *Compsidia populnea* (L.) y *Cryptorrhynchus lapathi* L., causan graves daños sobre especies forestales de los géneros *Populus* y *Salix*.

Respecto a los métodos de control de las poblaciones de artrópodos parásitos del aliso y que constituyen plagas potenciales, se recomienda la aplicación de las modernas técnicas de lucha integrada, que buscan no sólo la reducción de la población parásita hasta niveles no perjudiciales, sino que también buscan la realización de una evaluación precisa

de los daños causados, una evaluación económica y una evaluación de los impactos, que las diferentes técnicas de control puedan provocar sobre el ecosistema y fundamentalmente sobre la fauna útil de parásitos y predadores, antes de actuar sobre la plaga.

Para ello se recomiendan, siempre que es posible, la utilización de métodos biotécnicos a base de feromonas sexuales, productos insecticidas biológicos a base de formulados de *Bacillus thuringiensis* en sus distintas cepas, productos insecticidas antiquitinizantes, piretroides y en último caso productos convencionales, buscando en todo momento aque-

llos productos más específicos y selectivos con la fauna útil.

Se recomienda también, el realizar el número mínimo e imprescindible de intervenciones, restringiéndolas a aquellos momentos en los que, por el estado morfológico de la plaga, ésta es más vulnerable y/o se encuentra más accesible al producto, obteniéndose una mayor eficacia con una menor cantidad de insecticida, lo que se traduce en una reducción de los efectos negativos, que casi toda intervención química provoca en el ecosistema donde se aplica.

Referencias bibliográficas

- ABAYIS, H. K., 1979: *A study of Phyllonorycter alnifoliella* (HUBNER) (Lepidoptera: Gracillaridae) and its parasite complex on the alder *Alnus glutinosa*. L. Department of Zoology, Reading University, U. K.
- ABOS CASTEL, F., 1980: Nueva especie para la fauna ibérica: *Energia paleacea* (ESPER, 1788). (Lep. Noctuidae.) *SHILAP*, 8, (29): 68.
- ABOS CASTEL, F., 1982: Lepidópteros de la provincia de Huesca-zona 5. Cuencas de los ríos Ara y Arazas (II). *SHILAP*, 10 (39): 197-201.
- AGENJO, R., 1945: Cinco géneros y treinta especies de *Agrotidae* nuevos para la fauna española. *EOS*, 21 (1): 165-200.
- AGENJO, R., 1954: Catálogo ordenador de los lepidópteros de España. *GRAELLSIA*, XIII [entreaga 9, pág. 9].
- AGENJO, D. R., 1959: Monografía de las especies españolas de la Fam. *Lymantriidae* HAMPSON, 1892. *GRAELLSIA*, 15: 5-143.
- AGENJO, R., 1960: Dos lepidópteros del haya (*Fagus sylvatica* L.) uno nuevo para la Península Ibérica y otro que se cita por segunda vez en ella. *Bol. Serv. Plagas For.*, 3 (5): 17-24.
- AGENJO, R., 1964: *Endromis versicolora* L. (1758). Una familia de lepidópteros nueva para la península ibérica. *Bol. Serv. Plagas For.*, 7 (13): 58-59.
- AGENJO, R., 1964: *Drepana uncinula* (BKH., 1790), bona species en la encina *Quercus ilex* L.; su diferenciación morfológica con *D. binaria* (HFN., 1769) y esclarecimiento de la distribución geográfica de ambas en España. *Bol. Serv. Plagas For.*, 7 (14): 120-124.
- AGENJO, R., 1970: Las *Apatura* F., 1807, de España (Lep. Nymphalidae). *GRAELLSIA*, XXVI: 3-22.
- ALBERT, F. y LENCINA, F., 1984: Contribución al conocimiento de los heteróceros del Río Mundo (Provincia de Albacete). *SHILAP*, 12 (45): 71-73.
- ALFARO MORENO, A., 1964: La pululación de ácaros en el arbolado frutal en relación con los tratamientos antiparasitarios. *Bol. Asoc. Nac. Ings. Agrs.*, 151 (mayo-junio): 31-35.
- ALLEN, P. B. M., 1949: *Larval foodplants*. London.
- ALTENHOFER, E., 1980: Zur Systematik und Morphologie der in Baumblättern minierenden Blattwespen (*Hym., Tenthred.*). *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, 89: 42-53.
- ALTENHOFER, E., 1980: Zur Biologie der in Baumblättern minierenden Blattwespen (*Hym., Tenthred.*). *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, 89 (2): 122-134.
- ALTENHOFER, E., 1980: Zur Systematik und Ökologie der Larven Parasiten (*Hym., Ichneumonidae, Braconidae, Eulophidae*) der minierenden Blattwespen (*Hym., Tenthredinidae*). *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, 89: 250-259.
- AMANN, G., 1983: *Kerfe des Waldes* Verlag. J. Neuman-Neudamm, K. G.
- ARBELOA, A.; HERRERA, L., y JORDANA, R., 1981: *Coleópteros Crisomélidos. Fauna de Navarra-I*. Colección Diario de Navarra, núm. 16. Ediciones y Libros, S. A. Pamplona.
- BACALLADO ARANEGA, J.; GÓMEZ BUSTILLO, M. R., y VIVES MORENO, A., 1981: Revisión del status de las especies de la Península Ibérica y Canarias atribuidas a *Dasychira* Hüb. (*Lep. Lymantridae*). *SHILAP*, 9 (33): 7-14.
- BACHILLER, P.; CADAHIA, D.; CEBALLOS, G.; COBOS, J. M.; CUEVAS, P.; DAFAUCE, C.; DÁVILA, J.; GONZÁLEZ, J. R.; HERNÁNDEZ, R.; LEDESMA, L.; MALLÉN, J. A.; MOLINA, J.; MONTOYA, R.; NEIRA, M.; OBAMA, E.; RIESGO, A.; ROBREDO, F.; ROMANYK, N.; RUPÉREZ, A.; SÁNCHEZ, A.; SORIA, S.; TOIMIL, F. J., y TORRENT, J. A., 1981: *Plagas de insectos en las masas forestales españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- BAGNALL, R. S., y HARRISON, J. W. H., 1928: A catalogue of the British *Eriophyidae*. *Ann. Mag. Nat. Hist. Ser.*, 10, 2: 427-445.
- BALACHOWSKY, A., 1932: *Etude biologique des coquilles du bassin occidental de la méditerranée*. Paul Lechevalier, Paris.
- BALACHOWSKY, A. S., 1939: Sur les dégâts provoqués par la «Galéruque de l'Aulne» (*Agelastica alni* L.) dans les cultures fruitières du Sud-Ouest de la France par modification occidentale de son régime alimentaire. *Bull. Soc. Ent. France*, 174-175.
- BALACHOWSKY, A., 1949: *Faune de France. 50 Coleopteres Scolytides*. Lechevalier, Paris.
- BALACHOWSKY, A., 1962: *Entomologie appliquée a L'agriculture*. Tome I: Coleópteres, vol. 1, Paris.
- BALACHOWSKY, A., 1963: *Entomologie appliquée a L'agriculture*. Tome I: Coleópteres, vol. 2, Paris.

- BALACHOWSKY, A., 1966: *Entomologie appliquée a l'Agriculture*. Tome II: Lepidopteres, vol. 1, Paris.
- BALCELLS, R. E., 1955: Estudio ecológico de los criosomélidos del aliso. *Publ. Inst. Biología Apl.*, 20: 47-61.
- BALL, J. C., 1980: Population trends of mites on peaches in Florida. *Fla. Entomol.*, 63 (2): 255-256.
- BALL, P. W., 1964: *Flora Europaea*. University Press, Cambridge.
- BARBEY, A., 1925: *Traité D'entomologie Forestière*. Berger-Levrault, Paris.
- BAUR, R., y BENZ, G., 1983: Verschlechterte Nahrungsqualität der Granerle *Alnus incana* (L.) nach kahlfrass durch den Erlenblattkäfer *Agelastica alni* L. (*Col., Chrysomelidae*) und negative Rückkoppelung an dessen Reproduktion. *Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft*, 56 (3/4): 245-250.
- BEDNARCZYK, J., 1983: Structure of the male reproductive system in *Alnetoidia alni* (DHLB.) and *Populicerus populi* (L.) (*Hom., Auchenorrhyncha*). *Acta Biologica*, 13: 71-82.
- BEIGER, M., 1980: Nowy dea fauny Bulgarii i rzadko Spotykane owady minujace. *Polskie Pismo Entomologiczne*, 50 (4): 497-504.
- BELLES, X., BALDELLOU, M. I., y PIULACHS, M. D., 1984: Actividad ovicida del Precoceno 2 sobre la galeruca del aliso, *Agelastica alni* (L.) (*Col., Chrysomelidae*). *Bol. Est. C. Ecología*, 13 (25): 97-99.
- BENZ, G., y BAUR, R., 1983: Adultdiapuse und Atmung beim blanen Erleblattkäfer *Agelastica alni* L. (*Col., Chrysomelidae*). *Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft*, 56 (3/4): 251-256.
- BEREZANTSEV, A. Y., 1981: Gall-forming mites (*Acarine, Tetrápodili*) new to the fauna of the Maritime Province and the Kuril Islands. *Entomologicheskoe Obozrenie*, 60 (2): 451-458.
- BEREZHNOI, M. I., y GORDIENKO, N. N., 1984: Features of the fruiting of *Alnus glutinosa* in the northern forest-steppe east of the Dnieper in the Ukraine. *Lesovedenie*, 5: 69-71.
- BERIO, E., 1985: *Generalità Hadeninae Cucullinae Noctuidae* I. Eidizioni, Calderini. Bologna.
- BERMÚDEZ DE CASTRO, F., 1977: Angiospermas no-leguminosas fijadoras de nitrógeno de la Península Ibérica. *Bol. Est. Central Ecol.*, 6 (12): 3-17.
- BINAZZI, A., 1974: Note bioetologiche su *Oberea linearis* L. (*Coleoptera, Cerambycidae*) in Toscana. *Redia*, 55: 109-113.
- BLOM, J., 1982: *Carbon and nitrogen metabolism of free-living FRANKIA spp. and of FRANKIA-ALNUS Symbioses*. Agricultural University, Wageningen.
- BLUNCK, H., 1953: *Handbuch des Pflanzenkrankheiten 4, Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen*, (2) Paul Parrey. Berlin.
- BOLLAND, F., 1981: *Cyclophora hyponaea* Prout en Espagne. *SHILAP*, 9 (34): 113.
- BONNEMAISON, L., 1964: *Enemigos animales de las plantas cultivadas y forestales*. Ed. Occidente. Barcelona.
- BORATYNSKA, K., 1982: Chorologia i rejonizacja leśna brzożowatych (*Betulaceae*), Cz. I. *Arboretum körnické*, 27: 31-100.
- BORKSENIUS, N. S., 1950: *Los Coccoidea de la URSS*. Academia de Ciencias de la URSS, Leningrado.
- BORJSENIUS, N. S., 1973: *Claves prácticas de los Coccoidea de las plantas cultivadas y forestales de la URSS*. Academia de Ciencias de la URSS, Leningrado.
- BOURNIER, A., 1983: *Les thrips. Biologie Importance Agronomique*. INRA, Paris.
- BRADLEY, J. D.; TREMEWAN, W. G., y SMITH, A., 1973: *British Tortricoid moths. Cochylidae and Tortricidae: Tortricinae*. The Ray Society No. 147, London.
- BRAMMANIS, L., 1963: Zum Vorkommen und zur Bekämpfung des Kleinen Aspenbockes *Saperda populnea* L. in Schweden. *Zeitsch. ang. Ent.*, 51: 122-128.
- BRAUN-BLANQUET, J., 1931: Aperçu des groupes végétaux du Bas-Languedoc. *SIGMA - Commun.* 9: 35-40. Montpellier.
- BRAUN-BLANQUET, J., y TUXEN, R., 1943: Übersicht der höheren Vegetationseinheiten Mitteleuropas. *SIGMA - Commun.* 84. Montpellier.
- BRAUN-BLANQUET, J., 1979: *Fitosociología. Bases para el estudio de las Comunidades Vegetales*. H. Blume Ediciones, Madrid.
- BREMOND, P., 1938: Le faux-tigre des arbres fruitiers (*Monostira unicostata* MULS.) au Maroc. *Rev. de Pats. et Ent. Agric.*, 25 (4): 295-307.
- BRETHERTON, R. F.; GOATER, B., y LORIMER, R. I., 1983: *The Moths and Butterflies of Great Britain and Ireland*. Volumen 10. John Heath; Harkey Books, Essex.
- BRITTON, W. E., 1922: Twenty-first Report of the State Entomologist of Connecticut for 1921. *Conn. Agric. Expt. Sta. New Hven.*, 234: 115-188.
- BRIVIO, C., 1977: L'apparato genitale femminile di alcune specie di *Galerucella* CROTCH e generi vicini (*Col., Chrysomelidae, Galerucinae*). *Mem. Soc. Entomol. Ital.*, 56: 244-250.
- BROVDII, V. M., 1977: Ecological-faunistic characteristics of leaf-beetles of the genus *Gonioctena*: Chev. in the Ukraine. *Vestnik Zoologii*, 3: 77-81.
- BRUUN, H. H.; BO AKLSKOG, F., y PETTERSON-FERNHOLM, C., 1958: Investigations of porous wood as pulp raw material. *Paperi Ja Pun*, 40: 35-43.
- BUSTILLO, A. E., y VILLEGAS, M. C., 1986: El picudito del aliso, *Bothrynodontes* sp. (*Coleoptera, Curculionidae*), nueva plaga en forestales del Caldas. *Apuntes Entomológicos*, núm. 2. Centro de Entomología Forestal de Manizales (Colombia).
- CALLE, J. A., 1982: *Noctuidos españoles*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

- CALLIER, A., 1918: *Alnus* formen des europäischen Herbarien und Gärten. *MDDG*, 39:185.
- CANTERO DESMARTINES, J., 1986: Comunicación personal.
- CARLBERG, U., 1980: Larval biology of *Eriogaster lanestris* (Lepidoptera, Lasiocampidae) in SW Finland. *Notulae Entomologicae*, 60 (2): 65-72.
- CARRILLO, R., 1980: *Aphidoidea* de Chile III. *Agro-Sur*, 8 (1): 21-29.
- CARVER, M., 1980: *Neotoxoptera* Theobald and *Pterocallis* Passerini (Homoptera: Aphididae) in Australia. *Journal of the Australian Entomological Society*, 19 (2): 139-142.
- CAVALCASELLE, B., 1972: Ecologia ed etologia di alcuni buprestidi nocivi al pino nell'Italia centro-meridionale. *REDIA*, 53: 67-122.
- CEBALLOS, G., 1941-43: *Las tribus de los himenópteros de España*. Madrid.
- CEBALLOS, L., y RUIZ DE LA TORRE, J., 1971: *Arboles y arbustos de la España peninsular*. Esc. Tec. Sup. Ingenieros de Montes. Universidad Politécnica, Madrid.
- CEREPANOV, S. K., 1955: Sistema roda *Alnus* MILL. s. str. i bliskich k nemu rodav. *Not. Syst.*, 17: 90-105.
- CHAPMAN, J. A., y KINGHORN, J. M., 1955: Window-trap for flying insects. *Can. Ent.*, 82: 46-47.
- CHARARAS, C., 1962: *Etude biologique des Scolytides des Conifères*. Lechevalier, París.
- CHARARAS, C., 1972: *Les insectes du peuplier*. Librairie de la Faculté des Sciences, París.
- CHENG, C. J.; CHANG, S. C., 1974: Three new records of species of longicorn beetles destructive to chestnut trees in Taiwan. *Journal of Agriculture and Forestry*, 23: 109-120.
- CHEVIN, H., 1974: Contribution à l'étude systématique et biologique du genre Caliroa et description d'une espèce nouvelle (*Hym. Tenthredinidae*). *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 79 (5/6): 158-165.
- CHŁODNY, J., 1982: Uwagi o zagrożeniu przez szkodliwe owady drzewostanów i zadrzewień GOP w latach 1976-1980. *Sylwan*, 126 (5): 19-26.
- CHRYSTAL, R. N., 1937: *Insects of the British woodlands*. London.
- CHRYSTAL, R. N., y SKINNER, E. R., 1932: Studies in the biology of the woodwasp *Xiphydria prolongata* GEOFFR. (*dromedarius* F.) and its parasite *Thalessa curvipes* GRAV. *Scot. For. J.*, 46: 36-51.
- CISCAR GÓMEZ, P., 1979: Contribución al conocimiento de los *Tentredinoidea* (Hym.) de Asturias. *Bol. IDEA*, 25: 123-137.
- CLARIDGE, M. F., y WILSON, M. R., 1978: Observations on new and little known species of typhlocybina leafhoppers (*Hemiptera: Cicadellidae*) in Britain. *Entomologist's Gazette*, 29 (4): 247-251.
- CLARIDGE, M.; REYNOLDS, W. J., y WILSON, M. R., 1977: Oviposition behaviour and food plant discrimination in leafhoppers of the genus *Oncoposis*. *Ecological Entomology*, 2 (1): 19-25.
- COBOS, A. 1986: *Fauna Ibérica de los coleópteros Buprestidae*. Consejo Sup. Investig. Científicas. Madrid.
- COBOS SUÁREZ, J. M., y MARTÍN BERNAL, E., 1987: Métodos para la determinación del periodo de vuelo de los coleópteros escolítidos. *ITEA*, 73: 65-72.
- COLLINGE, W. E., 1915: A preliminary report upon the economic status of the British species of woodpeckers and their relation to forestry. Bd. 2. *Agric. London*, 8: 789-791.
- COSHAN, P. F., 1974: The biology of *Coleophora serrattella* (L.) (Lepidoptera, Coleophoridae). *Trans. R. Entomol. Soc. Lond.*, 126 (2): 169-188.
- COURRIER, G., y GARBAYE, J., 1981: A propos de la sylviculture des peuplements mélangés. Un exemple de l'effet bénéfique de l'aulne sur la croissance des peupliers. *Revue Forestière Française*, 33 (4): 289-292.
- CRANHAM, J. E., 1979: Managing spider mites on fruit trees. *SPAN, Prog. Agric.*, 22 (1): 28-30.
- DAFAUCE, C., 1961-66: *Pests of Poplars and Methods of control*. Final Report of the Project E25-FS-3. Number of Grant FG-5p-116. Serv. Plagas For. Ministerio de Agricultura.
- DAFAUCE, C., 1976: Susceptibilidad de los clones de chopo al ataque de *Cryptorhynchus lapathi* L. (*Col. Curculionidae*). *Bol. Est. C. Ecología*, 5 (10): 39-66.
- DAFAUCE, C.; ASTIASO, F., y BACHILLER, P., 1963: Aspectos biológicos del gorgojo perforador del chopo (*Cryptorhynchus lapathi* L. *Curculionidae*). *Bol. Ser. Plagas For.*, 6 (12): 85-97.
- DAHL, F.; DAHL, M., BISCHOFF, H., 1961: *Die Tierwelt Deutschlands*. Teil 48. *Kleinschmetterlinge oder Microlepidoptera I. Die Wickler* (5. str.) (*Tortricidae*). VEB. Gustav Fischer Verlag, Jena.
- DAJOZ, R., 1980: *Ecologie des insectes forestiers*. Gauthier-Villars, París.
- DAS, B. C., y RAYCHAUDHURI, D. N., 1983: Aphids (*Homoptera: Aphididae*) of Nepal. *Records of the Zoological Survey of India, Occasional Paper*, 51: 79 pp.
- DAVIS, E. J., y ZACK, R. S., 1978: New host records on the dipterous family *Aulacigastridae*. *Pan-Pacific Entomologist*, 54 (2): 129-130.
- DEAN, W. F., y BORDEN, J. H., 1971: Observations on *Eriocampa ovata* L. (*Hym., Tentredinidae*) infesting red alder (*Alnus rubra*) in southwestern British Columbia (Canada). *J. Entomol. Soc. British Columbia*, 68: 26-28.
- DEL RIVERO, J. M., 1967: Algunas cuestiones interesantes en relación con la defensa de los agrios contra sus enemigos. *Bol. Coop. Agric. S. Isidro*. Castellón, núm. enero-marzo: 7-8.
- DEL RIVERO, J. M., 1984: Reguladores, desarrollo, tecnología, aplicación y ácaro rojo de los cítricos. Hacia dónde se dirigen las investigaciones. *Bol. Coop. Agric. S. Isidro*. Castellón, 37 (agosto): 22-25.
- DERRA, G., y HACKER, H., 1982: Contribution to the Lepidoptera-Fauna of Spain. *Heterocera* of three-week visit in Summer 1980. *SHILAP*, 10 (37): 23-31.

- DIERSCHKE, H., 1975: Die Schwarzerlen-*(Alnus glutinosa)* Uferwälder korsikas. Mit einen Beitrag zur syntaxonomischen Abgrenzung und Gliederung der Anenwälder des Mediterrangebietes. *Phytocoenologia*, 2 (3/4): 229-243.
- DOBROVOLSKI, B. V., 1951: *Coléoptères nuisibles (principalement à la Prov. du Don et Nord Caucase)*. Rostow sur Don, 1 vol., 445 pp.
- DOMÍNGUEZ GARCÍA-TEJERO, F., 1962-63: Crisomélidos de interés agrícola. *Bol. Pat. Veget. Entomol. Agrícola*, 26: 49-125.
- DRAGHIA, I., 1974: Insectes mineurs. L'entomofaune du «Grind» Saraturile-Sf. George (delta du Danube). *Travaux du Muséum d'Histoire Naturelle «Grigore Antipa»*, 14: 181-193.
- DU, J. W.; XU, S. F.; DAI, X. J., y ZHANG, X., 1984: Field test on controlling poplar clearwing moth *Paranthrene tabaniformis* (ROTT) by mass tapping. *Contributions from Shanghai Institute of Entomology*, 4: 53-58.
- DU, J. W.; XU, S. F.; DAI, X. J., y ZHANG, X., 1985: Strategies for control of poplar clearwing moth *Paranthrene tabaniformis* (ROTT) by mass trapping. *Contributions from Shanghai Institute of Entomology*, 5: 19-24.
- DUSMET, J. M., 1896: Algunos datos para el estudio de los Tentredinidos de España. *An. Soc. Esp. Hist. Nat.*, XXV: 119-172.
- DUSMENT, J. M., 1935: *Cuarenta y cinco años en busca de himenópteros en España*. Mem. Soc. Ent. Esp., 116 páginas.
- DUSMENT, J. M., 1949: *Revisión de los Tentredinidos de España*. Real Acad. de Ciencias. Pub. del Centenario, Tomo I, 441 páginas.
- DUVIGNEAUD, P., y FROMENT, A., 1969: Recherches sur l'écosystème forêt. Serie E: Forêts de Haute Belgique. *Bull. Inst. Roy Sci. Nat. Belg.*, 45: 1-48.
- DUVIGNEAUD, P., y DENAEYER-DE SMET, S., 1970: *Biological cycling of minerals in temperate deciduous forests. Analysis of temperate forest ecosystems*, Reichle DE (ed.) Berlin, Springer Verlag.
- EASTERBROOK, M. A., 1979: Notes on eriophyid mites on alder, *Alnus* spp. in Kent. *Entomologist's Monthly Magazine*, 113 (1360/1363): 207-208.
- EHARA, S., 1982: Two New Species of Phytoseiid Mites from Japan (*Acarina: Phytoseiidae*). *Appl. Ent. Zool.*, 17 (1): 40-45.
- EISNER, T.; HICKS, K.; EISNER, M., y ROBSON, D. S., 1978: «Wolf-in-sheep's-clothing» strategy of a predaceous insect larva. *Science USA*, 199 (4330): 790-794.
- EMMET, A. M., 1976: En *The moths and butterflies of Great Britain and Ireland*. Vol. 1, John Heath. The Curwen Press, London.
- EVENHUIS, H. H., 1976: Studies on *Cynipidae Alloxystinae*. 5, *Alloxysta citripes* (Thomson) and *Alloxysta ligustri* n. sp., with remarks on host specificity in the subfamily. *Entomologische Berichten*, 36 (9): 140-144.
- EXPOSITO, A., 1973: *Ennomos* (Tr., 1825) españoles (*Lep., Geometridae*). *SHILAP*, (1-2): 50-52.
- FERNÁNDEZ, E. H., 1984: Notas lepidopterológicas del noroeste peninsular (IV). *SHILAP*, 12 (45): 51-54.
- FEYTAUD, J., 1939: A propos des dégâts de la Galéruque de l'Aulne sur les arbres fruitiers. *C. R. Acad. Agr. France*, 1-4.
- FIBIGER, M., y KRISTENSEN, N. P. 1974: *The Sesiidae (Lepidoptera) of Fennoscandia and Denmark*. Fauna Entomologica Scandinavica, 2.
- FIELD, R. P., 1978: Control of the two-spotted unite in a Victorian peach orchard with an introduced insecticide-reintant strain of the predatory mite *Typhlodromus occidentalis* Nesbitt (*Acarina: Phytoseiidae*). *Aust. J. Zool.*, 26 (3): 519-527.
- FOCKEU, H., 1890: Notes sur les acarocécidies. *Revue Biologique du Nord de la France*, 106-113.
- FONT QUER, P., 1973: *Plantas medicinales. El Dioscórides renovado*. Ed. Labor, S. A. Barcelona.
- FORSTER, W., y WOHLFAHRT, T. A., 1960: *Die Schmetterlinge Mitteleuropas*. Vol. III. Franckh'sche Verlagshandlung, W. Keller y Co, Stuttgart.
- FORSTER, W., y WOHLFAHRT, T. A., 1980: *Die Schmetterlinge Mitteleuropas*. Vol. IV. Franckh'sche Verlagshandlung, W. Keller y Co, Stuttgart.
- FORSTER, W., y WOHLFAHRT, T. A., 1981: *Die Schmetterlinge Mitteleuropas*. Vol. V. Franckh'sche Verlagshandlung, W. Keller y Co., Stuttgart.
- FRANKENHUYZEN, A. VAN, y FRERIKS, J. M., 1976: De in Nederland voorkomende *Phyllonorycter*-soorten op *Alnus*. *Levende Natuur*, 79: 264-273.
- FREUDE, H.; HARDE, K. W., y LOHSE, G. A., 1966: *Die käfer mitteleuropas*. Band 9 Goecke and Evers Verlag, Krefeld.
- FREUDE, H.; HARDE, K. W., y LOHSE, G. A., 1981: *Die käfer mitteleuropas*. Band 10. Goecke and Evers Verlag, Krefeld.
- FREUDE, H.; HARDE, K. W., y LOHSE, G. A., 1983: *Die käfer mitteleuropas*. Band 11. Goecke and Evers Verlag, Krefeld.
- FRIONNET, M. C., 1904: *Chenilles de Macrolepidopteres Francais (Geometridae)*. Saint-Dizier.
- FUNK, D. T., 1965: *Silvics of European alder*. USDA Forest Service, Central States Forest Expt. Sta. Columbus, Ohio.
- FUNK, D. T., 1979: *Alnus glutinosa* provenance trials on Ohio strip mines: sixteen-year results. En *Proceedings, First North Central Tree Improvement conference, Madison, Wisconsin*, August 21-23, 1979 (editado por Guries, R.T.) Madison, Wisconsin.
- FURLOW, J. J., 1974: *A systematic study of the American species of Alnus (Betulaceae)*. Michigan State Univ., East Lansing.
- FURLOW, J. J., 1979: Tve systematics of the American species of *Alnus (Betulaceae)*. *Rhodora*, 81 (825): 1-240.
- GAGNE, R. J., 1981: A new species of *Endaphis (Diptera: Cecidomyiidae)* endoparasitic in aphids in British Columbia. *Proceedings of the En-*

- tomological Society of Washington, 83 (2): 222-224.
- GAO, D.; ZHU, B.; HAN, L., y GONG, A., 1981: Studies on the termites from Sichuan II. Notes on the genus *Stylotermes* Holmgren from Chengdu. *Entomotaxonomia*, 3 (1): 65-69.
- GARA, R. I., y JAECK, L. L., 1978: Insect pests of red alder: potential problems. *Gen. Tech. Rep., USDA For. Serv., Pac. Northwest For. Range Exp. Stn.*, 70: 265-269.
- GARCÍA DE VIEDMA, M., 1970: Manual de reconocimiento de Lepidópteros. *Bol. Serv. Plagas For.*, XIII (25): 19-45.
- GARCÍA DEL PINO, F. y DE HARO, A. 1986: Cultivo de laboratorio en una dieta artificial del talaro de la madera *Zeuzera pyrina* L. (Lepidoptera, Cossidae). *Bol. San. Veg. Plagas*, 12:281-289.
- GARCÍA-MARI, F.; FERRAGUT, F.; COSTA-COMELL, J., y GÓMEZ BERNARDO, E., 1984: Contribución al conocimiento de los ácaros fitoseidos (*Gamasida: Phytoseiidae*) de los cultivos españoles. *Actas II Congreso ibérico de entomología*, Vol. II: 223-231.
- GEIGER, R., 1950: *The climate Near the Ground*. Harvard University Press.
- GEPP, J., 1975: Die Rolle der Predatoren (ranberisch lebende Tiere) in Okosystem bodenfeuchter Schwarzerlenwälder der Südwest-Steiermark. *Togungsber. 1. Fachtag. Ludwig Boltzmann-Institut. Umweltwiss. u. Naturschutz Graz.*, 33-40.
- GEPP, J., 1975: The biology of *Coleophora fuscedinella* Zeller (Lep., Coleophoridae). *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, 78 (3): 225-236.
- GEPP, J., 1975: Zum Parasitenkomplex von *Coleophora fuscedinella* Z. (Lep., Coleophoridae) in Ostösterreich. *Zeitschrift für angewandte Entomologie*, 79: 76-96.
- GEPP, J., y LEHNINGER, M., 1973: Quantitative Untersuchungen an einer Population von *Melasma aenea* L. (Col., Chrys.) nach Stichprobenaufsammlungen in einem Schwarzerlenbiotop unter Berücksichtigung der grünen und blauen Farbformen. *Ber. Arbeitsgemeins. Okol. Entomol. Graz.*, 1 (1): 21-28.
- GHOSH, A. K., 1974: Some new and little-known species of aphids from India. *Orient. Insects*, 8 (4): 425-432.
- GIELIS, C.; HUISMAN, K. J.; KUCHLEIN, J. H.; NIEUKERKEN, E. J.; WOLF, H. W., y WOLSCHRIJN, J. Z., 1985: Nieuwe en interessante Microlepidoptera uit Nederland, voornamelijk in 1982 en 1983 (Lepidoptera). *Entomologische Berichten*, 45 (7): 89-92.
- GILCHRIST, W. L. R. E., 1979: *The moths and Butterflies of Great Britain and Ireland*. Vol. IX. Curwen Books, Londres.
- GIL SÁNCHEZ, L., 1983: *Los Scolytidae parásitos de coníferas en la Península Ibérica*. (Tesis doctoral.) Escuela Técnica Superior de Ingenieros de Montes. Madrid.
- GLEN, D. M., 1975: Searching behaviour and prey-density requirements of *Blepharidopterus angulatus* (Fall.) (Heteroptera: Miridae) as a predator of the lime aphid, *Eucalipterus tiliae* (L.), and leafhopper. *Alnetoidea alneti* (Dahlbom). *Journal of Animal Ecology*, 44 (1): 115-134.
- GNINENKO, Y. I.; RASPOPOV, A. P., y KOVALEVSKAYA, N. I., 1983: Peculiarities of biology of *Mimas tiliae* L. in Transuralia. *Zool. Zh.*, 62 (7): 1009-1114.
- GOIDANICH, G., 1983: Le avversità degli alberi da ornamento. *Informatore Fitopatologico*, 33 (5): 18-23.
- GOLA, G.; NEGRI, G., y CAPELLETTI, C., 1965: *Tratado de Botánica*. Ed. Labor, Madrid.
- GÓMEZ AIZPURÚA, C., 1974: *Catálogo de los lepidópteros que integran la colección científica del norte de España; de la Sociedad de Ciencias Naturales Aranzadi*. Caja de Ahorros Provincial de Guipúzcoa, San Sebastián.
- GÓMEZ BUSTILLO, M. R., 1976: Los Lymantriidae (HMPS., 1892) de la Península Ibérica. Nociones de sistemática y revisión general de la familia (primera parte). *SHILAP*, 4 (15): 217-226.
- GÓMEZ BUSTILLO, M. R., 1979: *Mariposas de la Península Ibérica IV*. Ministerio de Agricultura, Madrid.
- GÓMEZ BUSTILLO, M. R., 1980: Nota previa sobre el restablecimiento del género *Elkneria* Börner, 1932. (Lep. Lymantriidae.) *SHILAP*, 8 (30): 153-155.
- GÓMEZ BUSTILLO, M. R., 1983: Revisión de los Stathmopodidae (Mey, 1913) y Blastobasidae (Mey, 1894) de la Península Ibérica (Lep. Gelechioidea). *SHILAP*, 11 (43): 101-105.
- GÓMEZ BUSTILLO, M. R., y FERNÁNDEZ RUBIO, F., 1974: *Mariposas de la Península Ibérica II*. Ministerio de Agricultura, Madrid.
- GÓMEZ BUSTILLO, M. R., y FERNÁNDEZ RUBIO, F., 1976: *Mariposas de la Península Ibérica III*. Ministerio de Agricultura, Madrid.
- GÓMEZ BUSTILLO, M. R., y MÉNDEZ GARNICA, J. M., 1980: Ciclo biológico de *Elkneria pudibunda* (L., 1758) en la Península Ibérica (Lep. Lymantriidae). *Bol. Est. C. Ecología*, 9 (17): 79-83.
- GÓMEZ BUSTILLO, M. R.; ARROYO VARELA, M., y YELA GARCÍA, J. L., 1986: *Mariposas de la Península Ibérica: Heteroceros III. Superfamilia Noctuidea (segunda parte) Noctuidae*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- GÓMEZ MENOR, J., 1949-50: La chincheta del almendro (*Monostira unicolorata* MULSANT). *Bol. Pat. Veg. y Ent. Agr.*, XVII: 97-110.
- GÓMEZ MENOR, J., 1953-54: Tingidos que viven sobre el peral. *Bol. Pat. Veget. y Entomol. Agricol.*, 20: 369-392.
- GÓMEZ-MENOR, J., 1953-54: Tingidos que viven sobre el peral. *Inst. Nal. Invest. Agronómicas. Inst. Fitopatología agrícola de Madrid. Trabajos (serie)*, núm. 271.
- GÓMEZ-MENOR, J., 1958: Homópteros *Sternorhyncha* que atacan a la encina. *GRAELLSIA*, 16: 121-197.
- GÓMEZ-MENOR, J., 1965: Los Collaphididae de España. *Bol. Real Soc. Esp. Hist. Nat. (Biol.)*, 63: 105-172.

- GONG, A.; HAN, L.; GAO, D., y ZHU, B., 1982: Studies on the termites from Sichuan I. Three new species of the genera *Glyptotermes* and *Stylotermes* from Chengdu and Xichang (*Isoptera*, *Kalotermitidae* and *Rhinotermitidae*). *Zoological Research*, 3 (3): 281-287.
- GONZÁLEZ LÓPEZ, J. R., 1984: Aportación al conocimiento de la fauna astur: Notas sobre algunos curculionidos (Col.). *Bol. IDEA*, 33: 55-72.
- GORNY, S., 1979: Pasozytnicze blonkówki na olszy czarnej *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. w okolicach Ostródy. *Polskie Pismo Entomologiczne*, 49 (2): 305-369.
- GRAM, K.; LARSEN, C. M.; LARSEN, C. S., y WESTERGAARD, T., 1941: Contributions to the cytogenetics of forest trees. II. *Alnus* studies. *K. Vet. Højsk. Aarskr.*, 44-58.
- HACKER, H., y WOLF, W., 1982: Contribution to the Lepidoptera Fauna of Spain —II— *Heterocera* of a three week visit in autumn 1981 (First part). *SHILAP*, 10 (40): 267-273.
- HAGGET, G., 1950: The life history and habitats of *Zeuzera pyrina* L. in Britain. *Entomologist*, 83: 73-81.
- HALL, R. B., 1982: *Breeding trees for intensive culture*. Proc. IUFRO Joint Meeting of working parties on Genetics About Breeding Strategies Including Multiclonal Varieties. Escherode, Federal Republic of Germany, pp. 182-193.
- HALL, R. B., y MAYNARD, C. A., 1979: *Considerations in the genetic improvement of alder*. Separate de *Symbiotic nitrogen fixation in the management of temperate forests*. Proceedings of a Workshop held April 2-5, 1979 (J. C. Gordon, C. T. Wheeler and D. A. Perry, eds.). Iowa.
- HAMEL, D. R., 1983: Forest Management Chemicals. A guide to use when Considering Pesticides for Forest Management. *USDA Agriculture Handbook*, núm. 585. Washington, D. C.
- HARDE, K. W., y SEVERA, F., 1984: *Guía de campo de los coleópteros de Europa*. Ed. OMEGA, Barcelona.
- HARZ, K., 1969: *Die Orthopteren Europas*. Vol. I. Junk-The Hague.
- HASSANEIN, F. A., 1979: Zur Morphologie, Bionomie und Parasitierung der blattrollenden Mikrolpidopteren an Birke. *Anzeiger für Schädlingskunde Pflanzenschutz Umweltschutz*, 52 (1): 1-4.
- HEATH, J., 1976: *The moths and Butterflies of Great Britain and Ireland*. Vol. I. The Curwen Press, London.
- HEATH, J., 1979: *The moths and Butterflies of Great Britain and Ireland*. Vol. IX. Harley Books, Colchester, Essex.
- HEATH, J., 1983: *The moths and Butterflies of Great Britain and Ireland*. Vol. X. Harley Books, Colchester, Essex.
- HEATH, J., 1985: *The moths and Butterflies of Great Britain and Ireland*. Vol. 2. Harley Books, Colchester, Essex.
- HEIE, O. E., 1982: The *Aphidoidea* of Fennoscandia and Denmark. II. *Drepanosiphidae*. *Fauna Ent. Scandinavica*, 11.
- HELLINS, J., 1870: A fragment of a life-history of *Acanthosoma grisea*. *Ent. mon. Mag.*, 7: 53-55.
- HELLINS, J., 1872: Note on the habit of *Acanthosoma grisea*. *Ent. mon. Mag.*, 9.
- HENRY, T. J., 1979: Review of the *Ceratocapsus lutescens* group, with descriptions of seven new species from the eastern United States (*Hemiptera: Miridae*). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 81 (3): 401-422.
- HERARD, F.; MERCADIER, G., y ABAI, M., 1980: Situation de *Lymantria dispar* (*Lep. Lymantriidae*) et de son complexe parasitaire en Iran en 1976. *Entomophaga*, 24 (4): 371-384.
- HERCZIG, B.; RONKAY, L., y SZABORKY, Cs., 1980: Data to the knowledge of the natural food-plants of lepidopterous larvae in Hungary. *Folia Entomologica Hungarica*, 33 (1): 67-73.
- HERING, E. M., 1957: *Biology of the leaf miners*, iv 420 pp., 's-Gravenhage.
- HERTING, B., 1960: Biologie der westpaläarktischen Paupen fliegen. *Dip. Tachinidae. Monogr. Angew. Ent.*, 16: 1-188.
- HODKINSON, I. D., 1976: An annotated list of psyllids (*Homoptera, Psylloidea*) from North-west England. *Entomologist's Gazette*, 27: 123-126.
- HODKINSON, I. D., 1978: The psyllids (*Homoptera: Psylloidea*) of Alaska. *Systematic Entomology*, 3 (4): 333-360.
- HODKINSON, I. D., 1980: The distribution of psyllids (*Homoptera, Psylloidea*) in arctic and subarctic Alaska. *Arctic and alpine Research*, 2 (3): 369-376.
- HODKINSON, I. D., 1980: Present-day distribution patterns of the holarctic *Psylloidea* (*Insecta Homoptera*) with particular reference to the origin of the nearctic fauna. *Journal of Biogeography*, 7: 127-146.
- HODKINSON, I. D., y WHITE, I. M., 1979: *Handbook for the identification of the British Insects*. Vol. II. Part 5 (a): *Homoptera Psylloidea*, London.
- HOFFMAN, A., 1954: *Faune de France 59: Coleopteres curculionides* (deuxieme partie). Ed. Paul Lechevalier, Paris.
- HOLDSWORTH, R. P., 1974: Emergency control of European red mited in the integrated control program (*Panonychus ulmi*: *Acari, Tetranychidae*). *Ohio Agric. Res. Dev. Cent. Res. Summ.*, 75: 23-25.
- HOWDEN, A. T., y HOWDEN, H. F., 1981: The larva and Adult Biology of *Rhinosimus viridiaeneus* (*Coleoptera, Salpingidae*). *Can. Entomol.*, 113 (12): 1055-1060.
- HOY, M. A.; WESTIGARD, P. H., y HOYT, S. C., 1983: Release and evaluation of a Laboratory-selected, pyrethroid-reintant strain of the predaceous mite *Metatadeium occidentalis* (*Acari: Phytoseiidae*) in Southern Oregon pear orchards and a Washington apple orchard. *J. Econ. Entomol.*, 76 (2): 383-388.

- HUERTAS DIONISIO, M., 1980: Aportación para un catálogo de la lepidopterología heterótera onubense. *SHILAP*, 8 (29): 37-40.
- HULL, L. A.; ASQUITH, D., y MOWERY, P. D., 1978: Integrated control of the European red mite with and without the mite suppressant dinocap. *J. Econ. Entomol.*, 71 (6): 880-885.
- IBARRA, M., 1982: «Mis Memorias», sexta parte. *SHILAP*, 10 (37): 71-74.
- IBARRA, M., 1983: «Mis Memorias», duodécima parte. *SHILAP*, 11 (43): 259-262.
- IVERSEN, T. M., 1974: Ingestion and growth in *Tri-choptera* in relation to the nitrogen content of ingested leaves (*Seriocostomatidae*). *Oikos*, 25 (3): 278-282.
- JACKSON, B. D., 1885: *Index kewensis (Plantarum phanerogamarum)*. Oxford at the Clarendon Press.
- JEKER, T. B., 1983: Einfluss einer Defoliation im Vorjahr und des Blattalters auf die Larvenentwicklung von *Melasma aenea* L. (*Coleoptera, Chrysomelidae*). *Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft*, 56 (3/4): 237-244.
- JENSEN-HAARUP, A. C., 1907: Brutpflege bei einer Wanze (*Elasmostethus grisea* L.). *Ent. Mitt.*, 6: 187-188.
- JEPSON, L. R.; KEIFER, H. H., y BAKER, E. W., 1975: *Mites Injurious to Economic Plants*. Ed. Univ. California Press.
- JONES, W. A. Jr., y McPHERSON, J. E., 1980: The first report of the occurrence of acanthosomatids in South Carolina. *Journal of the Georgia Entomological Society*, 15 (3): 286-289.
- JORDAN, K. H. C., 1958: Die Biologie von *Elasmucha grisea* L. (*Heteroptera: Acanthosomatidae*). *Beitr. Entomol.*, 8: 385-397.
- KARPATI, I., y KARPATI, V., 1961: Die zöologischen Verhältnisse der Auenwälder Albaniens. *Acta Bol. Acad. Sci. Hung.*, 7 (3-4): 235-301.
- KAYA, H. K., BROWN, L. R., 1986: Field application of entomogenous nematodes for biological control of clearwing moth borers in alder and sycamore trees. *Journal of Arboriculture*, 12 (6): 150-154.
- KELLER, C., 1917: Zur Biologie von *Chrysomelea aenea* L. und *Coleophora fuscadinella* ZELL. *Vjschr. naturf. Ges. Zürich*, 62: 103-124.
- KEMNER, N. A., 1918: Björsäckmalen (*Coleophora fuscadinella* ZELL) och dess uppträdande åren 1915-1917. *Medd. Cent. Anst. Försöksv. Jordbr. Stockh.*, 161: 1-27.
- KENNETH, A. SPENCER, 1973: *Agromyzidae (Diptera) of economic importance*. The Hague.
- KIKUZAWA, K.; ASAI, T., y HIGASHIURA, Y., 1979: Leaf production and the effect of defoliation by the larval population of the winter moth, *Operophtera brumata* L. in an alder (*Alnus inokumae* Murai et Kusaka) stand. *Japanese Journal of Ecology*, 29 (2): 111-120.
- KLIMASZEWSKI, S. M., y LODOS, N., 1979: Futher data about jumping plant lice of Turkey (*Homoptera, Psyllodea*). *Türkiye Bitki Koruma Dergisi*, 3 (1): 3-16.
- KLIMETZEK, D.; VITE, J. P., y KONIG, E., 1981: Über das Verhalten mitteleuropäischer *Trypodendron*-Arten gegenüber natürlichen und synthetischen Lockstoffen. *Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft für Allgemeine und Angewandte Entomologie*, 2 (3/5): 303-306.
- KNAPP, R., 1942: Zur Systematik der Wälder, Zwergstrauchheiden und Trockenrasen des eurosibirischen Vegetationskroises. *Beil. Rundbr. Zentralstelle Vegetationskartg.*, 12. Mskr. vervielf. Hannover.
- KNAPP, R., 1959: Vorschläge zur Gesamtgliederung der holarktischen Waldvegetation. *Geobot. Mitt.*, 7: 1-27. Gieben.
- KNIGHT, H. H., 1923: Family *Miridae (Capsidae)*. Pages 422-658. In Britton, W. E. (ed.). *The Hemiptera or sucking insects of Connecticut*. *Bull. Conn. St. Geol. Nat. Hist. Surv.*, núm. 34.
- KNIGHT, H. H., 1941: The plant bugs, or *Miridae*, of Illinois. *Bull. III. Nat. Hist. Surv.*, 22: 1-234.
- KOCH, M., 1984: *Schemetterlinge*. Neumann Verlag, Leipzig.
- KRAVCHENKO, M. A., 1972: Izucheniye ekologii pestrogo rogozhovostka na Severnom Kavkaze. *Ekologiya*, 1: 98-100.
- KRIEG, A.; HUGER, A. M.; LANGENBRUCH, G. A., y SCHNETTER, W., 1983: *Bacillus thuringiensis var. tenebrionis*: ein neuer, gegenüber Larven von Coleopteren wirksamer Pathotyp. *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, 96 (5): 500-508.
- KRUEL, W., 1958: Auftreten und Bedeutung der Spinnmilben in der Forstwirtschaft. *Deutsche Akad. Landwiss. Tübingen*, 17: 39-51.
- KUHNT, P., 1911: *Illustrierte Bestimmungstabellen der käfer Deutschlands*. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung (Erwin Nägele), Stuttgart.
- KUUSIK, A., 1961: The biology of the *Coleophoridae*. *Eesti Loodus*, 6: 334-338.
- KUZNETSOV, V. I., 1976: New species and subspecies of leafrollers (*Lepidoptera, Tortricidae*) of the Palaearctic fauna. *Trudy Zoologicheskogo Instituta, Akademiya Nauk SSSR*, 64: 3-33.
- LACOURT, L., 1975: Note sur les Tenthredès de l'Aulne au Maroc. *Entomologiste*, 31 (4-5): 173-176.
- LAL, O. P., 1977: Zur Überwinterung der Blattkäfer *Altica caerulescens* Baly und *Macrisma armata* Baly (*Col., Chrysomelidae*) im Kulu-Tal, Nordindien. *Anzeiger für Schädlingskunde, Pflanzenschutz, Umweltschutz*, 50 (2): 28-29.
- LAL, O. P., 1981: A contribution to the knowledge of ecology biology, host range and control of the lygaeid bug, *Chauliops fallax* Scott. (*Hemiptera: Lygaeidae*). A pest of pulse crops in Kulu Valley (Western Himalaya). *Rivista di Agricoltura Sub-tropicale e Tropicale*, 75 (4): 381-403.

- LARSSON, S., y WIREN, A., 1982: Leaf-eating insects in an energy forest stand of *Salix viminalis* L. in central Sweden. *Ann. Entomol. Fenn.*, 48 (4): 119-125.
- LASTUVKA, Z., 1983: A contribution to the biology of clearwing moths (*Lepidoptera Sesiidae*). *Acta Universitatis Agriculturae Brno, A (Facultas Agronomica)*, 31 (1/2): 215-223.
- LEDESMA, L., 1979: Insectos más importantes que atacan al mimbre en la región central de España y su tratamiento. *Bol. Serv. Plagas*, 5: 101-124.
- LE MASURIER, P., 1976: Emergence of the Kentish glory. *Proc. Trans. Br. Entomol. Nat. Hist. Soc.*, 8 (4): 122.
- LEVY, G., 1982: Estimation de l'utilité d'une introduction d'aune glutineux en mélange à de jeunes plants d'épicéa commun sur sol à hydro-morphie temporaire superficielle. *Ann. Sci. forest.*, 39 (1): 33-40.
- LI, Y. J.; ZHONG, Z. K.; LIN, J. H., y QU, P., 1981: Bionomics and control of the Poplar Weevil. *Acta Entomol. Sinensis*, 24 (4): 390-396.
- LINDQUIST, O. H., y MILLER, W. J., 1969: A key to free-feeding sawfly larvae on birch and alder in Ontario. *Proceedings of the Entomological Society of Ontario*, 100: 117-149.
- LIU, Y. C.; PAI, K. W., y CHANG., S. M., 1974: A study the *Tortricidae* of the Tai-Ling forest areas of Heilungkiang province, China (*Lep.*). *Acta Entomol. Sin.*, 17 (2): 166-174.
- LOCKYER, W., 1978: An unusual foodplant of the eyed hawkmoth: *Smerinthus ocellata* (L.). *Entomol. Rec. J. Var.*, 90 (10): 278.
- LODOS, N., y KALKANDELEN, A., 1981: Preliminary list of *Auchenorrhyncha* with notes on distribution and importance of species in Turkey. IV. Family *Issidae* Spinola. *Türkiye Bitki Koruma Dergisi*, 5 (1): 5-21.
- LODOS, N., y KALKANDELEN, A., 1982: Preliminary list of *Auchenorrhyncha* with notes on distribution and importance of species in Turkey. VIII. Family *Cicadellidae: Idiocerinae*. *Türkiye Bitki Koruma Dergisi*, 6 (1): 15-28.
- LODOS, N., y KALKANDELEN, A., 1983: Preliminary list of *Auchenorrhyncha* with notes on distribution and importance of species in Turkey. XI. Family *Cicadellidae, Typhlocybinae: Alebrini* and *Dikraneurini*. *Türkiye Bitki Koruma Dergisi*, 7: 107-115.
- LODOS, N., y KALKANDELEN, A., 1984: Preliminary list of *Auchenorrhyncha* with notes on distribution and importance of species in Turkey. XIII. Family *Cicadellidae: Typhlocybinae: Typhlocybini* (Par I). *Türkiye Bitki Koruma Dergisi*, 8 (1): 33-44.
- LODOS, N., y KALKANDELEN, A., 1984: Preliminary list of *Auchenorrhyncha* with notes on distribution and importance of species in Turkey. XV. Family *Cicadellidae: Typhlocybinae: Erythroneurini* (Part. I). *Türkiye Bitki Koruma Dergisi*, 8: 159-168.
- LODOS, N., y KALKANDELEN, A., 1984: Preliminary list of *Auchenorrhyncha* with notes on distribution and importance of species in Turkey. XVI. Family *Cicadellidae: Typhlocybinae: Erythroneurini* (Part. II). *Türkiye Bitki Koruma Dergisi*, 8: 201-210.
- LODOS, N., y ONDER, F., 1979: Contribution to the study on the Turkish *Pentatomoidea* (*Heteroptera*). IV. Family: *Acanthosomatidae* Stal 1864. *Türkiye Bitki Koruma Dergisi*, 3 (3): 139-160.
- LÓPEZ LILLO, A., 1984: *Arboles de Madrid*. Consejería de Agricultura y Ganadería y Consejería de Educación y Juventud. Comunidad de Madrid.
- LÓPEZ RODRÍGUEZ, R., y NIETO NAFRÍA, J. M., 1983: Aportaciones al conocimiento de los *The-laxinae* y *Drepanosiphinae* de la provincia de León (España). *Bol. Asoc. Esp. Entomol.*, 7: 101-113.
- LOYTTYNIEMI, K., y TULISALO, U., 1974: On the occurrence of *Metatetranychus ulmi* Koch and *Tetranychus urticae* Koch (*Acarina, Tetranychidae*) forest trees in Finland. *Annales Entomologici Fennici*, 40 (4): 162-167.
- MACKAUER, M., y FOOTIT, R., 1979: A gall midge, *Endaphis* sp. (*Diptera: Cecidomyiidae*), as a gregarious aphid parasite. *Canadian Entomologist*, 111 (5): 615-620.
- MACKAY, P. A., y WELLINGTON, W. G., 1977: Notes on the life history and habits of the red-backed sawfly, *Eriocampa ovata* (*Hymenoptera: Tenthredinidae*). *Canadian Entomologist*, 109 (1): 53-58.
- MAITY, S. P., y CHAKRABARTI, S., 1980: Aphids (*Homoptera, Aphididae*) of north-west India, VI. Three new species of *Greenideinae* from Garhwal Himalaya. *Annales Zoologici*, 35 (22): 307-317.
- MAJZLAN, O., 1979: The biomass of *Arthropoda* in leafy crowns of the sticky alder — *Alnus glutinosa* — with special reference to the order *Coleoptera*. *Biologia* (Bratislava), 34: 607-615.
- MÄLKÖNEN, E., 1975: Annual primary production and nutrient cycling in some Scots prime stands. *Comun. Inst. Forest. Fonn.*, 84 (5): 1-87.
- MARCUZII, G., 1979: *European Ecosystems*. Dr. W. Junk bv. Publishers, the Hague. Boston-London.
- MARINI, M., y TRENTINI, M., 1982: Alcune osservazioni sui drepanidi italiani (*Lepidoptera*). *Bolletino della Società Entomologica Italiana*, 114 (1/3): 5-16.
- MARTELLI, G. M., 1958: Esperimenti di lotta contro la *Monosteira unicostata* Muls. et Rey. *Ann. Sper. Agric.*, Vol. VII, núm. 2, Roma.
- MARTIN, B., 1985: Les aulnes. *Afocel-Armel. Informations Forêt*, núm. 2 (fascicule 268).
- MARTIN, F.; HIREL, B., y GADAL, P., 1982: Sur l'activité enzymatique ornithine carbamyl transférase des actinorhizes d'*Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. *Comptes Rendus des Séances de l'Académie des Sciences*, 295 (9): 557-559.
- MARTÍN MATEO, M. P., 1983: Inventario preliminar de los Coccidos de España. *GRAELLSIA*, 34: 47-71.
- MASCHWITZ, U., y GUTMANN, C., 1979: Spur- und Alarmstoffe bei der Gefleckten Brutwanze *Elas-mucha grisea*. *Insectes Sociaux*, 26 (2): 101-111.

- MASÓ PALMAS, A., y PÉREZ DE GREGORIO, J., 1979: Anotaciones a la Lepidopterología Catalana IX. Contribución al estudio de los *Geometridae* de Cataluña. *SHILAP*, 7 (25): 35-37.
- McVEAN, D. N., 1953: Biological Flora of the British Isles: *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. *Journal Ecology*, 41 (2): 447-466.
- McVEAN, D. N., 1955: Ecology of *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. Pt. I. Fruit formation, *Journal Ecology*, 43: 46-60.
- McVEAN, D. N., 1955: Ecology of *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. Pt. II. Seed distribution and germination. *Journal Ecology*, 43: 61-71.
- McVEAN, D. N., 1956: Ecology of *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. Seedling establishment. Pt. III. *Journal Ecology*, 44: 115-218.
- McVEAN, D. N., 1956: Ecology of *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. Pt. IV. Root System. *Journal Ecology*, 44: 219-225.
- McVEAN, D. N., 1956: Ecology of *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. Pt. V. Notes on some British Alder populations. *Journal Ecology*, 44: 321-330.
- McVEAN, D. N., 1956: Ecology of *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. Pt. VI. Post Glacial History. *Journal Ecology*, 44: 331-333.
- MEJNARTOWICZ, L., 1980: Bodania nad zmiennoscia rasowa olszy czarnej w Polsce. *Arboletum Kórnickie*, 25: 167-180.
- MEJNARTOWICZ, L., 1981: Genetyka. *Nasze Drzewa Lesne*, t. 8: 201-227. PWN. Poznań.
- MELBER, A.; HOLSCHER, L., y SCHMIDT, G. H., 1980: Further studies on the social behavior and its ecological significance in *Elasmucha grisea* L. (*Het.: Acanthosomatidae*). *Zool. Anz.*, 205 (1-2): 27-38.
- MELBER, A.; KLINDWORTH, H. G., y SCHMIDT, G. H., 1981: Saisonaler Wirtspflanzenwechsel bei der baumbewohnenden Wanze *Elasmucha grisea* L. (*Heteroptera: Acanthosomatidae*). *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, 91 (1): 55-62.
- MÉNDEZ GARNICA, J. M., 1983: Contribución al conocimiento de los lepidópteros del norte de Burgos (Cuadrícula UTM VN-65). *Heteroceros I. SHILAP*, 11 (42): 133-140.
- MIER DURANTE, M. P., 1978: *Estudios Afidológicos de la provincia de Zamora*. Caja de Ahorros Provincial de Zamora.
- MIER DURANTE, M. P., y NIETO NAFRÍA, J. M., 1978: Nuevos datos afidológicos para la provincia de Salamanca. *Bol. As. Esp. Entomol.*, 3: 153-162.
- MIER DURANTE, M. P., y NIETO NAFRÍA, J. M., 1982: Aportaciones a la afidofauna de Galicia: I. *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, 5: 31-36.
- MIKOLA, P., 1954: Experiments on the rate of decomposition of forest litter. *Comm. Inst. Forest. Fenn.*, 43 (1): 1-50.
- MIKOLA, P., 1958: Liberation of nitrogen from alder leaf litter. *Acta Forest Fenn.*, 67 (1): 1-10.
- MIKOLA, P., 1966: *The value of alder in adding nitrogen in forest soils*. Final report 480. Univ. Helsinki, Dept. Selviculture.
- MIKOLA, P.; UOMALA, P., y MÄLKÖNEN, E., 1983: *Application of biological nitrogen fixation in European silviculture*. P. 279-293. En *Biological nitrogen fixation in forest ecosystems: foundations and applications*. (Ed. Gordon, J. C., Wheeler, C. T.) Martinus Nijhoff/Dr. W. Junk Publisher, The Hague, 342 p.
- MOLINA, R., 1981: Ectomycorrhizal specificity in the genus *Alnus*. *Canadian Journal of Botany*, 59 (3): 325-334.
- MONACO, R., 1973: Efficacia di alcuni insetticidi contro la *Monosteira unicastata* MULS. et REY. *Entomologica*, 9: 37-46.
- MOOR, M., 1958: Pflanzengesellschaften schweizerischer Flubauen. *Mitt. Schweizer. Anst. Forstl. Versuchsw.*, 34 (4): 221-360. Zürich.
- MOOR, M., 1960: Zur Systematik der *Quercofagetea*. *Mitt. flur.-soz. Arbeitsgem. N. F.* 8: 263-293. Stolzenau/Weser.
- MORRIS, R. C., 1983: *A survey of Potential Insect Pests, Their Possible Impact and Natural Controls in Alnus, Salix and Populus Energy Plantations*. IEA/FE PGB, Report 1983: 4.
- MOTHES, U., y SEITZ, K. A., 1982: Fine structural alterations of bean plants leaves by feeding injury of *Tetranychus urticae* KOCH (*Acari, Tetranychidae*). *Acarologia*, 23 (2): 149-158.
- MULDER, R., 1983: Defoliation of utis in plantations in the Pheura watershed. *Nepal Forestry, Technical Bulletin (NEFTIB)*, 9:39.
- MURAI, S., 1964: Phytotaxonomical and Geobotanical studies on Genus *Alnus* in Japan III. Taxonomy of whole world species and distribution of each. *Sect. Bul. of the Govern. Forest. Exp. Stat.*, 171: 1-107.
- MYERS, J. H., y WILLIAMS, K. S., 1984: Does tent caterpillar attack reduce the food quality of red alder foliage. *OECOLOGIA*, 62 (1): 74-79.
- NASONOVA, L. I., 1960: The bionomics of *Cossus cossus*. *Trud. uses. Inst. Zashch Rast.*, 15: 215-224.
- NIEMELA, P., y HAUKIOJA, E., 1982: Seasonal patterns in species richness of herbivores: Macrolepidopteran larvae on Finish deciduous trees. *Ecological Entomology*, 7: 169-175.
- NIETO NAFRÍA, J. M., 1974: *Aphidinea de la Cordillera Central y provincia de Salamanca*. Ministerio de Agricultura. *Monografías del INIA*, núm. 8. Madrid.
- NIETO NAFRÍA, J. M., y MIER DURANTE, M. P., 1981: Contribución al estudio de los pulgones de las Vascongadas, I: *Eriosomatidae* y *Aphididae* no *Aphidinae*. *MUNIBE*, 33 (1-2): 107-112.
- NIETO NAFRÍA, J. M.; DÍAZ GONZÁLEZ, T. E., y MIER DURANTE, M. P., 1984: *Catálogo de los pulgones (Hom., Aphidoidea) de España y de sus plantas hospedadoras*. Universidad de León.
- NIJHOLT, W. W., 1981: Ambrosia beetles in alder. *Canadian Forestry Service Research Notes*, 1 (2): 12.
- NOVAK, I., y SEVERA, F., 1984: *Guía de Campo de Mariposas de Europa*. Ed. OMEGA, Barcelona.

- OBERDORFER, E., 1953: Der europäische Auenwald. *Beitr. naturkundl. Forsch. SW Dtschl.*, 12 (1): 23-70. Karlsruhe.
- ORDING, A., 1939: Om veksforedling av skogstraed i Danmark. *Tidsskr. Skogbr.* (47): 209-221.
- OSOTO ESEGU, J. F., 1983: *Genetics and breeding of Alnus species*. Department of Forestry, University of Aberdeen.
- PAILLOT, A., 1933: Un *Cerambycidae* parasite des Noyer (*Oberea linearis* L.). *Ann. Epiphyties*, 19: 369-379.
- PARDE, L., 1943: *Les Feuilles*. La Maison Rustique, Paris.
- PATTI, I., 1983: Nouvi reperti sulla composizione dell'afidofauna siciliana. *Bolletino del Laboratorio di Entomologia Agraria. «Filippo Silvestri»*, 40: 33-53.
- PEDROTTI, F., 1970: *Un reliitto di bosco planiziare a Quercus robur e Fraxinus angustifolia lungo il fiume Sinello in Abruzzo*. Camerino.
- PERICART, J., 1981: Revision systematique des *Tingidae* ouest-palaearctiques. 7. Contribucion a l'etude du genre *Monosteira* COSTA (*Hemiptera*). *Ann. Soc. Entomol. Fr.*, 17 (2): 221-240.
- PERRIER, R., 1940: *La Faune de la France illustrée. Hymenopteres*. Tomo VII, Delagrave, Paris.
- PESARINI, F., 1982-83: Imenotteri sinfiti del piano pedemontano in Lombardia. I. Indagine faunistica (*Hymenoptera Symphyta*). *Bolletino di Zoologia Agraria e di Bachicoltura*, 17: 63-113.
- PHARES, R. E.; SCHLESINGER, C. R., y COOPER, G. A., 1975: Growth, yield and utilization of European black alder interplanted in mixture with black walnut. *Proc., Third Ann. Hdwd. Symp., Hardwood Research Council, Cashier, N. C.*
- PHILLIPS, R., y CARTER, D., 1983: *Das kosmosbuch der Schmetterling*. Kosmos, Stuttgart.
- PIERCE, F. N. 1967: *The Genitalia of the Group Noctuidae of the Lepidoptera of the British Islands*. Feltham-Middlesex. E. W. Classey, England.
- PIERCE, F. N. 1976: *The Genitalia of the Group Geometridae of the Lepidoptera of the British Islands*. E. V. Classey, England.
- PIERONEK, B., 1973: Biologia i morfologia larwy *Fenusa dornii* Tischbein (*Tenthredinidae, Hymenoptera*). *Acta Zool. Cracov.*, 18 (3): 41-71.
- PIERONEK, B., 1979: On the morphology, biology and behaviour of the larval *Pamphilus vafer* (Linnaeus) (*Hymenoptera: Pamphiliidae*). *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, 87 (3): 255-261.
- PIERONEK, B., 1980: On the larval *Eriocampa ovata* (Linnaeus) feeding on alder (*Hymenoptera: Tenthredinidae-Blennocampinae*). *Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum in Berlin*, 56 (1): 85-89.
- PIERONEK, B., 1980: On the larval *Monosoma pulverata* (Retzius) feeding on alder (*Hymenoptera: Tenthredinidae-Blennocampinae*). *Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum in Berlin*, 56 (2): 195-199.
- PIERONEK, B., 1983: The larvae of *Symphyta (Hymenoptera)* feeding on *Alnus* (MILL.). *Verh. SIEEC X*: 199-222. Budapest.
- PIERRE, 1903: Note sur les moeurs d'*Elasmosteuthus grisea* LINN. (*interstichus* REUT). *Bull. Soc. ent. France*, 1903, p. 131-132.
- PINEDO, M. C., 1983: Los *Tettigoniidae* de la Península Ibérica, España Insular y norte de Africa. *EOS*, 59 (1-4): 207-222.
- PLASS, W. T., 1977: Growth and survival of hardwood and pine interplanted with european alder. *US. For. Serv. Res. Paq.*, NE-376.
- PORT, G. R., y THOMPSON, J. R., 1980: Outbreaks of insect herbivores on plants along motorways in the United Kingdom. *J. Appl. Ecol.*, 17 (3): 649-656.
- POSTNER, M., 1954: Zur biologie und Bekämpfung des kleinen Pappelbockes *Saperda populnea* L. *Zeitsch. ang. Ent.*, 36 (2): 156-177.
- POSTNER, M., 1962: *Der Hornissenglasflügler, Aegeria apiformis CLERCK (Aegeridae, Lepidoptera)* an Junqpappeln in Pflanzgärten und Baumschulen.
- POSTNER, M., 1966: Über den Erlenwürgen, *Cryptorrhynchus lapathi* L. (Curculionidae, Coleopt.) *Forstwissenschaftlicher Centralblatt*, 85 (5/6): 147-165.
- POSTNER, M., 1972: *Klasse Arachnida. Die Forstschädlinge Europas I*: 29-79. Hamburg.
- PRAIN, B., 1913: *Index Kewensis. Plantarum Phanerogamarum*. Supl. IV (1906-1910). Oxford at the Clarendon Press.
- PROTA, R., 1970: Contributi alla conoscenza dell'entomofauna della Quercia da Sughero (*Quercus suber* L.) VI. *Stazione sperimentale del sughero. Templo Pausania. Memoria*, 30.
- PSCHORN-WALCHER, H., 1980: Populationsfluktuationen und Parasitierung der Birken Erlenminiermotte (*Colephora serrata* L.) in Abhängigkeit von der Habitat-Diversität. *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, 89 (1): 63-81.
- PUERTAS, F., 1983: Comunicación personal.
- PULKKINEN, M., y YANG, Z. Q., 1984: The parasitoids and predators of *Saperda populnea* (LINNAEUS) (*Coleoptera, Cerambycidae*) in Finland. *Ann. Entomol. Fenn.*, 50 (1): 7-12.
- QUEDNAU, F. W., y CHAKRABARTI, S., 1980: Two new species of aphids (*Homoptera: Aphididae*) on alder and birch in India. *Canadian Entomologist*, 112 (1): 5-10.
- RAATIKAINEN, M., y VASARAINEN, A., 1970: Frog-Hoppers (*Hom., Cercopidae*) in strawberry plantations. *Annales Agriculturae Fenniae*, 9: 290-292.
- RAMOS FIGUERAS, J. L., 1979: *Selvicultura*. Esc. Tecn. Sup. Ing. Montes. Universidad Politécnica. Madrid.
- REGEL, E., 1861: Monographia Betulacearum. *Mem. Soc. Imp. Natur. Mosc.*, 13 (19): 61-187.
- REGEL, E., 1865: Bemerkungen über die Gattungen *Betula* und *Alnus* nebst beschreibung einiger

- neuer arten. *Bull. de la Société Impériale der Naturalistes de Moscou*, 38: 388-434.
- REGNIER, R., 1925: Du rôle des insectes dans la désorganisation d'un arbre. La Faune Entomologique des Peupliers. *Act. Mus. Rouen. Ed. Laine. Rouen, Serie 2, II: 1-141.*
- REIBER, F., y PUTON, A., 1877: Catalogue des Hemipteres-Heteropteres de l'Alsace et de la Lorraine. *Bull. Soc. Hist. Nat. Colmar.*, 16-17 (1875-1876), p. 51.
- REICHHOLF, J., 1974: Der Einfluss von landwirtschaftlichen Kulturmassnahmen im Auwald auf die Befallstärke des Erlenblattkäfers *Agelastica alni* L. (Coleoptera, Chrysomelidae). *Waldhygiene*, 10 (8): 247-251.
- REMAUDIERE, G., 1981: Pucerons nouveaux et peu connus du Mexique, 1.^a note: *Latgerina orizabaensis* gen. n., sp. n. et *Impatientinum americanum*, sp. n. (Hom. Aphididae). *Annales de la Société Entomologique de France*, 17 (4): 521-533.
- REMAUDIERE, G., 1982: Contribution a la connaissance des Aphides de la Crece et description d'un enelaxes nouveau. *Anns. Inst. Phytopath. Benaki (N.S.)*, 13: 99-119.
- RHOADES, D. F., 1983: Responses of alder and willow to attack by tent caterpillars and webworms: evidence for pheromonal sensitivity of willows. In *Plant resistance to insects. Proceedings of a symposium held at the 183rd Meeting of the American Chemical Society at Las Vegas, Nevada, from 28 March to 2 April 1982 (edited by Hedin, P. A.)*, Washington, D. C., USA; American Chemical Society, 55-68.
- RIESGO, A., 1964: *Calosoma sycophanta* L. *Bol. Serv. Plagas For.*, 7 (14): 125-128.
- RITZEMA-BOS, J., 1919: *Insektenschaden in het Voorjaar 1918*. Meded Landbounhoogerschool, Wageningen.
- RIVAS-MARTÍNEZ, S., 1964: Esquema de la vegetación potencial y su correspondencia con los suelos en la España Peninsular. *Anal. Inst. Bot. A. J. Cavanilles*, 22: 341-405.
- ROBERTI, D., 1975: Aspetti Fitopatologici della mandorlicoltura pugliese: Gli insetti *Entomologia*, 11: 9-20.
- ROIVAINEN, H., 1947: Eriophyid news from Finland. *Acta Ent. Fenn.*, 3: 1-51.
- ROIVAINEN, H., 1950: Eriophyid news from Sweden. *Acta Ent. Fenn.*, 7: 1-51.
- ROIVAINEN, H., 1953: Some gall mites from Spain. *Archos. Ins. Acim. Almeria*, 1: 9-43.
- ROMANYK, N., y RUPÉREZ, A., 1960: Principales parásitos observados en los defoliadores de España, con atención especial a *Lymantria dispar* L. *Entomophaga*, 5: 229-236.
- ROUGEOT, P. C., y VIETTE, P., 1980: *Guía de campo de las mariposas nocturnas de Europa y norte de Africa*. Ediciones OMEGA, Barcelona.
- RUIZ VALERO, V., 1986: Comunicación personal.
- RYGIEL, Z., 1980: (Conversion of *Alnus incana* communities in the Bieszczady Mountains). *Przebudowa zbiorowisk olszy szarej w Bieszczadach. Sylwan*, 124 (1): 45-55.
- SABATINELLI, G., y MIGLIACCIO, E., 1982: Scarabaeidae floricoli raccolti nel Nepal orientale con descrizione di due nuove specie (Coleoptera). *Bollettino della Società Entomologica Italiana*, 114 (4/7): 103-112.
- SAMWAYS, M. J., 1979: Integration of the predatory mite, *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot, 1957 and the chemical dienochlor for the control of *Tetranychus urticae* (KOCK, 1836) on glasshouse roses. *An. Soc. Entomol. Bras.*, 8 (1): 149-153.
- SARAMO, Y., 1973: *Synanthedon mesiaeformis* H. S. (Lep., Aegeriidae) at Kotka and in the eastern archipelago of the Gulf of Finland. *Annales Entomologici Fennici*, 39 (1): 24-28.
- SARTO I MONTEYS, V., 1984: *Estudio de los Lepidópteros Noctuidae del Macizo del Montseny (Barcelona)*. Dep. Ciencias Universidad Autónoma, Barcelona.
- SAUER, F., 1982: *Raupe und Schmetterling*. Fauna-Verlag, Karlsfeld.
- SAUER, F., 1984: *Heimische Nachtfalter*. Fauna-Verlag, Karlsfeld.
- SCHAEFER, L., 1949: *Les Buprèstides de France*. Le Moullet Ed., Paris.
- SCHLICH, W., 1910: *Manual of Forestry*, 2, 4th, ed. London.
- SCHNAIDER, Z., 1976: Spostrzezenia nad wystepowaniem racyzcy *Leskia aurea* Fall. (Diptera, Tachinidae) w Górnoślaskim Okregu Przemyslowym. *Poslkie Pismo Entomologiczne*, 46 (1): 155-164.
- SCHNEIDER, C. K., 1906: *Illustriertes Handbuch der Lanbholzkunde* I. Fischer, Jena.
- SCHNEIDER, C. K., 1916: *Betulaceae* w: Sargent C. S. *Plantae Wilsonianae*, 2: 423-508.
- SCHOUTEDEN, H., 1903: La Solitude maternelles chez les Hemipteres. *Rev. Univ. Bruxelles*, 8: 771-777.
- SCHUMACHER, F., 1917: Brutpflege bei der Wanze *Clinocoris grisea* L. *Ent. Mitt.*, 6: 243-249.
- SCOTTO LA MASSERE, C., 1970: Les nematodes nuisibles en pépinières et forestières. *Revue française du maraichage de horticulture de pepiniere* (1970): 65-73.
- SEILER, J. R., y McCORMICK, L. H., 1982: Effects of soil acidity and phosphorus on the growth and nodule development of black alder. *Canadian Journal of Forest Research*, 12 (3): 576-581.
- SHARMA, B., MALHOTRA, Y. R., 1981: Two new species of *Agnesiella* (*Draberiella*) (Homoptera: Cicadellidae: Typhlocybinae) from Jammu and Kashmir infesting *Alnus nitida*. *Entomon.*, 6 (1): 41-45.
- SHEELEY, R. D., y YONKE, T. R., 1977: Biological notes on seven species of Missouri tingids (Hemiptera: Tingidae). *Journal of the Kansas Entomological Society*, 50 (3): 342-356.
- SHIMANSKII, A. M., 1976: (Intergroup variability of the taxonomic characters of the gall mite *Eriophyes laevis* (Nal., 1898). *Vestnik Leningradskogo Universiteta, Biologiya*, 9 (2): 37-41.

- SIDLJAREVITSCH, V., 1981: Predators of tetranychous mites in the fruit orchards of Byelorussia. *Acta Entomol. Fenn.*, 40: 30-32.
- SERPINSKI, Z., 1985: Luftverunreinigungen und Forstschadlinge. *Zeitschrift für angewandte Entomologie Sonderdruck ausbd.*, 99 (1): 1-6.
- SMIRNOFF, W. A., 1974: Adaptation of *Thelohania pristiphorae* on ten species of *Diprionidae* and *Tenthredinidae*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 23 (1): 114-116.
- SMITH, D. R., 1972: Sawflies of the genus *Croesus* Leach in North America. (*Hymenoptera: Tenthredinidae*.) *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 74 (2): 169-180.
- SMITH, D. R., 1975: The sawfly genus *Hemichroa* Stephens: a review of species (*Hymenoptera: Tenthredinidae*). *Entomologica Scandinavica*, 6 (3/4): 297-302.
- SMITH, D. R., 1976: Sawflies of the Holarctic genus *Platycampus* Schiodte (*Hymenoptera: Tenthredinidae*). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 78 (2): 202-207.
- SMITH, D. R., 1979: Nearctic sawflies IV. *Allantinae*: adults and larvae (*Hymenoptera: Tenthredinidae*). *Technical Bulletin. Science and Education United States Department of Agriculture*, 1595: iv - 172 (+24) pp.
- SMITH, D. R., 1981: Studies on the leaf-mining sawflies of the tribe *Fenusini* in Asia (*Hymenoptera: Tenthredinidae*). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 83 (4): 763-771.
- SOLODOVNIKOVA, V. S., 1975: Pishchevyye svyazi dolgonosikov podsem. *Apioninae* (*Coleoptera, Curculionidae*) s derev'yami i kustarnikami. *Entomol. Obozr.*, 54 (4): 765-772.
- SORIA, S., 1987: *Lepidopteros defoliadores de Quercus pyrenaica Willdenow, 1805*. *Bol. Sanidad Vegetal, Fuera de Serie N.º 7*.
- SOUTHWOOD, T. R. E., 1978: *Ecological methods with particular reference to the study of insect populations*. Chapman and Hall, London and New York.
- SOUZA GONÇALVES, P., y KELLISON, R. C., 1980: Potential of black alder in the South. *School of forest resources. North Carolina State University. Technical Report*, núm. 62.
- SPACH, E., 1841: Revisio Betulacearum. *Ann. Sci. natur.*, ser. 2, 15: 182-212.
- SPENCER, K. A., 1972: *Hand books for the identification of British insects*. Vol. 10. Part. 5 (g): *Diptera Agromyzidae*, London.
- SPEYER, W., 1954: *Chrysomelidae, Blattkäfer*. En: Soraver, Blunck: *Handbuch der Pflanzenkrankheiten*, 5 (2): 270-379.
- STARÝ, P., y REMAUDIERE, G., 1982: New genera, species, and host records of aphid parasitoids (*Hymenoptera, Aphidiidae*) from Mexico. *Annales de la Société Entomologique de France*, 18 (1): 107-127.
- STARZYK, J. R., 1974: Badania bonad występowaniem, biologia i ekologia *Mesosa nebulosa* (F.) (*Coleoptera: Cerambycidae*) w Puszczy Niepolomickiej. *Polskie Pismo Entomologiczne*, 44 (3): 661-672.
- STARZYK, J. R., 1981: Rośliny pokarmowe i powiazania troficzne imagines kózkowatych. *Acta Agraria et Silvestria, Silvestris*, 20: 71-84.
- STREIBERT, H. P., 1981: A standardized laboratory Rearing and Testing Method for the Effects of Pesticides on the Predatory Mite *Amblyseius fallacis* (Garman). *Z. angew. entomol.*, 92 (2): 121-127.
- STROJNY, W., 1979: Kilka mvag na ternal reemlika osikoca, *Saperda populnea* (L.), (*Col., Cerambycidae*) spod Bracka na Syberii. *Przegl. Zool.*, 23 (1): 46-50.
- STROJNI, W., y CZAPUCKA, H., 1975: Niektóre problemy biologii rzemlika osikowca, *Saperda populnea* (L.) (*Coleoptera, Cerambycidae*). *Przegl. Zool.*, 19 (3): 309-321.
- SUÁREZ GARCÍA, C., 1984: Algunos *Noctuidae* del Alto Bierzo Leonés. *SHILAP*, 12 (45): 63-65.
- SVATOPLUK, B., 1982: The *Buprestidae* (*Coleoptera*) of Fenoscandia and Denmark. *Fauna Entomologica Scandinavica*, núm. 10.
- SWATSCHKEK, B., 1958: *Die larvalsystematik der Wickler (Tortricidae und Carposinidae)*. Akademie-Verlag, Berlin.
- SZALAY-MARZSO, L., 1961: Adatok a tarka Füzor-mányos (*Cryptorrhynchus lapathi* L.) Tápnövényeinek ismeretéhez. *Ann. Inst. Prot. Plant. Hungarica*, 8: 231-248.
- SZELEGIEWICZ, H., 1982: Aphidological notes. V-X (*Homoptera, Aphidoidea*). *Annales Zoologici*, 36 (18): 363-374.
- T'AN, J. J., 1984: On a newly recorded genus and two new species of *Eumolpidae* from Yunnan, China (*Coleoptera*). *Entomotaxonomia*, 6 (2/3): 93-96.
- TAKSDAL, G., 1977: *Auchenorrhyncha and Psylloidea* collected in strawberry fields. *Norwegian Journal of Entomology*, 24 (2): 107-110.
- TARRANT, R. F., 1983: *Nitrogen fixation in North American forestry: research and application: 261-277*. En: *Biological nitrogen fixation in forest ecosystems: foundations and applications* (Ed. Gordon, J. C.; Wheeler, C. T.) Martinus Nijhoff/Dr. W. Junk. Publishers, The Hague, 342 p.
- TARRANT, R. F., y TRAPPE, J. M., 1971: The role of *Alnus* in improving the forest environment. *Plant and Soil*, Special volume 1971: 335-348.
- TEMPERE, G., 1982: Les *Rhamphus* de la faune française. Description d'une espèce nouvelle. *Entomologiste*, 38 (1): 9-16.
- TEMPLADO, J., 1963: Distribución geográfica, ciclo biológico y otros datos sobre *Cryptorrhynchus lapathi* L. *Bol. R. Soc. Esp. Hist. Nat.* (B): 61: 277-303.
- TEMPLADO, J., 1973: La selectividad alimentaria de los Notodontidos europeos. *GRAELLSIA*, 39: 175-179.
- TIBERGHEN, G., 1972: Remarques biologiques sur *Agelastica alni* L. (*Col., Chrysomelidae, Galerucinae*). *Bull. Cent. Etud. Rech. Sci., Biarritz.*, 9 (2): 115-126.
- TISCHLER, W., 1977: Kontinuität des Biosystems

- Erle (*Alnus*) Erlenblattkäfer (*Agelastica alni*). *Zeitschrift für Angewandte Zoologie*, 64 (1): 69-92.
- TOGASHI, I., 1972: Food plants of five species of sawflies. *Japanese Journal of Applied Entomology and Zoology*, 16 (4): 217-218.
- TOGASHI, I., 1976: Food plants of four species of sawflies (*Hym.*, *Symphyla*). *Habachia*, 3: 1-3.
- TOGASHI, I., 1980: Sawflies of the genus *Eriocampa* Hartig (*Hymenoptera*, *Tenthredinidae*) in Japan. *Kontyû*, 48 (1): 35-41.
- TOGASHI, I., 1981: Further Descriptions of the species Belonging to the *Eriocampa albipes* Group (*Hymenoptera*, *Tenthredinidae*). Occurring in Japan, *Kontyû*, Tokyo, 49 (1):96-101.
- TOLL, S., 1953: *Eupistidae* of Poland. *Mater. Fizjogr. Kraju*, 32: 1-293.
- TOUFLET, P., 1976: Geonomics of *Endromis versicolora* (L) (*Endromididae*) *Alexanor*, 9 (7): 330-336.
- TROFIMOV, V. N., 1983: Parasites of the alder wood wasp (*Xiphidria camelus* L.). *Trudy Vsesoyuznogo Entomologicheskaya Obshchestva*, 65: 122-135.
- TURNBOW, R. H., 1984: New records for two cerambycids from the Pacific Northwest. *PAN-PAC. ENTOMOL.*, 60 (1): 67.
- URBAN, J., 1981: Osier holts I. Vyskedky studia bionomie a hospodarskeho vyznamu salicikolnich man delinkovitych (*Chrysomelidae*) ve vrbovnachna Morave. *Acta Univ. Agric., Fac. Silv.*, BRNO, 50: 93-116.
- VEGA ESCANDON, F., 1980: Noticias sobre *Geometroidea* (Leach, 1815). *SHILAP*, 8 (31): 228-231.
- VESELINOV, D., 1976: A new pest of lilac. *Rastitelna Zashchita*, 24 (7): 30-32.
- VIEDMA, M. G.; BARAGAÑO, J. R., y NOTARIO, A., 1985: *Introducción a la entomología*. Ed. Alhambra, Madrid.
- VIGGIANI, G., y CURRADO, I., 1978: Sul parassitismo di *Cales noacki* (How.) (*Hym.*, *Aphelinidae*) in uova di *Phalera bucephala* L. (*Lep. Notodontidae*). *Atti XI Congr. Naz. Ital. Entomol.*, 317-319.
- VILARRUBIA, J., 1977: La *Endromis versicolora* (L.) en Cataluna. *SHILAP*, 5 (19): 218-219.
- VILLEGAS, M. C., y BUSTILLO, A. E., 1986: Biología de *Oxydia olivata* DOGNIN, defoliador del cerezo (*Alnus jorullensis* H. B. K.) en el departamento de Caldas. *Apuntes Entomológicos*, núm. 4. Centro de Entomología Forestal de Manizales (Columbia).
- VILLIERS, A., 1978: *Faune des coleoptères de France I. Cerambycidae*. Lechevalier, Paris.
- VINTHER, E., 1983: Seedfall from *Alnus glutinosa*, a pioneer tree. *Dansk Deudrologisk Arsskrift*, 5 (5): 163-173.
- VIRAMO, J., 1970: Über die Nomenklatur von *Rhynchaenus testaceus* (MULL.). (*Col.*, *Curculionidae*). *Ann. Ent. Fenn.*, 36 (1): 24-29.
- VIRAMO, J., 1970: Zur taxonomie und biologie der Europäischen *Rhynchaenus testaceus* (MULL.) (*Coleoptera*, *Curculionidae*). *Aquilo Ser. Zool.*, 10: 1-36.
- VIRAMO, J., 1975: Entwicklungsmorphologie des Erlensprüngrüsslers, *Rhynchaenus testaceus* Müll.) (*Col.*, *Curculionidae*). *Annales Entomologica Fennici*, 41 (3): 87-93.
- VIRO, P. J., 1955: Investigations in forest litter. *Common Inst. Forest. Fen.*, 45 (6): 1-65.
- VIVES, E., 1984: *Cerambycidos* (*Coleoptera*) de la *Península Ibérica y de las Islas Baleares*. Museu de Zoologica, Adjuntament de Barcelona.
- VIVES MORENO, A., 1987: *La familia Coleophoridae HUBNER, 1825, en la península ibérica* (*Insecta, Lepidoptera*). vi + 468 pp. 213 pls.
- VIVES MORENO, A., 1988: *Catálogo mundial sistématico y de distribución de la familia Coleophoridae HUBNER, 1825* (*Insecta, Lepidoptera*). Bol. San. Veg. Fuera Serie N.º 12.
- VOCKEROTH, J. R., 1974: Notes on the biology of *Cramptonomyia spenceri* Alexander (*Diptera: Cramptonomyiidae*). *J. Entomol. Soc. B. C.*, 71: 38-42.
- VOERMAN, S., y WOUTERS, L. J. A., 1980: Een sexlofstof voor de populiereglasvlinder, *Paranthrene tabaniformis* (Rott.). (*Lepidoptera, Sesiidae*). *Populier*, 17 (4): 85-87.
- VUOLA, M., y KORPELA, S., 1977: Suomen lasistipisten (*Sesiidae*) ja puuntuhoojien (*Cossidae*) elintavoista (*Lepidoptera*). 2. Raidan lasislipi (*Sesia bembeciformis*) ja varjolasisiipi (*Paranthrene tabaniformis*). *Not. Entomol.*, 57 (1): 3-8.
- VUOLA, M., y KORPELA, S., 1977: Suomen lasisiipisten (*Sesiidae*) ja puuntuhoojien (*Cossidae*) elintavoista (*Lepidoptera*) 3. Vattulasisiipi (*Penisetia hylaeiformis*). Koivun lasisiipi (*Synanthedon scoliaeformis*) ja kaakon lasisiipi (*S. mesiaeformis*). *Notulae Entomologicae*, 57 (4): 97-103.
- VUOLA, M., y KORPELA, S., 1978: Suomen lasisiipisten (*Sesiidae*) ja puuntuhoojien (*Cossidae*) elintavoista (*Lepidoptera*) 4. Lepän lasisiipi (*Synanthedon spheciformis*) ja pohjan lasisiipi (*S. polaris*). *Notulae Entomologicae*, 58 (3): 101-105.
- VUOLA, M., y KORPELA, S., 1981: Suomen lasisiipisten (*Sesiidae*) ja puuntuhoojien (*Cossidae*) elintavoista (*Lepidoptera*) 6. Herukkalasisiipi (*Synanthedon tipuliformis*), vesalasisiipi (*S. culiciformis*), pajulasisiipi (*S. formicaeformis*) ja omenalasisiipi (*S. myopaeformis*). *Notulae Entomologicae*, 61 (1): 29-38.
- WADHI, S. R., y PARSHAD, B., 1980: Some new records of *Coccinellidae* from Nepal Himalayas. *Bulletin of Entomology*, 21 (1/2): 144-147.
- WEARING, C. H.; ASHLEY, E.; WALKER, J. T. S.; THOMAS, V. P., y MCCARTHY, K., 1979: Three years commercial trials of integrated control of European red mite in New Zealand. *Fruit World Mark. Grow.* 80 (9): 34-36.
- WETTSTEIN, W., y HOLZER, K., 1958: Vergleichen-

- de Untersuchungen an Schwarzerlen (*Alnus glutinosa*). *Züchter*, 28: 62-63.
- WETZEL, G., 1928: Chromosomenstudien bei der *Fagales*. *Ber. Deutsch. Bot. Ges.*, 46: 212-214.
- WILLIAMS, C. B., 1948: The Rothamsted light trap. *Proc. R. ent. Soc. Lond.*, A, 23: 80-85.
- WILLIAMS, K. S., y MYERS, J. H., 1984: Previous herbivore attack of red alder may improve food quality for fall webworm larvae. *Oecologia*, 63 (2): 166-170.
- WINKLER, H., 1904: *Betulaceae* W: Engler A. *Das Pflanzenreich regni vegetabilis conspectus*, 19. Wainheim.
- WOODWORTH, R. H., 1931: Polyploidy in the *Betulaceae*. *Jour. Arnold Arb.*, 12: 206-217.
- WORMS, C. G. M., 1979: En: Heath et al.: *The Moths and Butterflies of Great Britain and Ireland*, 9. *Lymantriidae*, 66-78. London.
- ZWICK, R. W., y FIELDS, G. J., 1978: Field and Laboratory evaluations of fenvalerate against several insect and mite pests of apple and pear in Oregon. *J. Econ. Entomol.*, 71 (5): 793-796.

Anexo

CUADRO 2

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS
 POR ESTACION)
 LOCALIDAD: Elizondo
 PROVINCIA: Navarra
 AÑO: 1984

Especie	Fecha	15- VIII	12- IX	19- X	16- XI	12- XII
Cimbicidae						
<i>Cimbex connata</i> SKRANK		1				
Tentredinidae						
<i>Croesus septentrionalis</i> L.			2	1		
Geometridae						
<i>Biston betularia</i> (L.)		1	3			
<i>Cabera pusaria</i> (L.)		1	1			
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)		3	2			
Lymantriidae						
<i>Elkneria pudibunda</i> (L.)		6	5	4		
Noctuidae						
<i>Acronicta alni</i> (L.)			1			
<i>Acronicta leporina</i> (L.)		1				
<i>Acronicta psi</i> (L.)		2	1			
Notodontidae						
<i>Furcula bicuspis</i> (BORK.)		3				
<i>Phalera bucephala</i> (L.)			2			
Sphingidae						
<i>Laothoe populi</i> (L.)		2				
<i>Smerinthus ocellata</i> (L.)		1				

CUADRO 3

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS
 POR ESTACION)
 LOCALIDAD: Elizondo
 PROVINCIA: Navarra
 AÑO: 1985

Fecha	13- I	20- II	28- III	18- IV	9- V	4- VI	23- VI	23- VII	15- VIII	10- IX	24- X	26- XI
Especie												
Cimbicidae												
<i>Cimbex connata</i> SKRANK											1	
Tentredinidae												
<i>Croesus septentrionalis</i> L.							1	4		1		
Endromidae												
<i>Endromis versicolora</i> (L.)						2						
Geometridae												
<i>Agriopsis marginaria</i> (L.)						2						
<i>Biston betularia</i> (L.)								1	1	3		
<i>Biston strataria</i> (L.)				3	5	1						
<i>Cabera pusaria</i> (L.)						1			1			
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)						3	6	2	9			
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK)					1	2		1				
Lasiocampidae												
<i>Odonestis pruni</i> (L.)					1	2						
<i>Poecilocampa populi</i> (L.)								1				
Lymantriidae												
<i>Elkneria pudibunda</i> (L.)							3	5	1	2	4	
<i>Porthetria dispar</i> (L.)						5						
Noctuidae												
<i>Acronicta alni</i> (L.)							2	1				
<i>Acronicta psi</i> (L.)						1		3	4			
<i>Orthosia incerta</i> (L.)				2	5	4	1					
Notodontidae												
<i>Furcula bicuspis</i> (BORK)								1		1		
<i>Pheosia gnoma</i> (F.)						1			1			
Sphingidae												
<i>Mimas tiliae</i> (L.)									1			
<i>Smerinthus ocellata</i> (L.)											1	

CUADRO 4

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS
POR ESTACION)

LOCALIDAD: El Alamín

PROVINCIA: Toledo

AÑO: 1984

Fecha	17- V	20- VI	6- VII	22- VIII	17- IX	13- X	20- XI	2- XII
Especie								
Tentredinidae								
<i>Croesus septentrionalis</i> L.		4	1		1			
Geometridae								
<i>Cabera pusaria</i> (L.)		2	1					
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)		6	1	5	2			
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK)	1	4	1		1			
Lymantriidae								
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	12	3						
Noctuidae								
<i>Acronicta leporina</i> (L.)					1			
<i>Orthosia incerta</i> (L.)	9	2						
Sphingidae								
<i>Laothoe populi</i> (L.)		1		1	3			
<i>Smerinthus ocellata</i> (L.)			2			1		

CUADRO 5

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS POR ESTACION)

LOCALIDAD: El Alamin

PROVINCIA: Toledo

AÑO: 1985

Fecha	27- I	16- II	19- III	10- IV	20- V	11- VI	4- VII	19- VII	28- VIII	17- IX	13- X	29- XI
Especie												
Tentredinidae												
<i>Croesus septentrionalis</i> L.						1	1		2	1		
Geometridae												
<i>Cabera pusaria</i> (L.)								1				
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)						10	14	9	3	7		
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK)					2	2		3	1			
Lymantriidae												
<i>Porthetria dispar</i> L.					7	6						
Noctuidae												
<i>Acrionicta leporina</i> L.						1	2					
<i>Orthosia incerta</i> (L.)				3	13	6						
Notodontidae												
<i>Phalera bucephala</i> (L.)									2			
Sphingidae												
<i>Laothoe populi</i> (L.)								1		1		
<i>Smerinthus ocellata</i> (L.)									1			

CUADRO 6

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS
POR ESTACION)

LOCALIDAD: San Martín de Valdeiglesias

PROVINCIA: Madrid

AÑO: 1984

Especie	Fecha	18- V	21- VI	7- VII	23- VIII	18- IX	14- X	21- XI
Tentredinidae								
<i>Croesus septentrionalis</i> L.			3		1			
Geometridae								
<i>Agriopsis marginaria</i> (F.)		4	3					
<i>Biston strataria</i> (HUF.)			6					
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)			9	5	2			
Lymantriidae								
<i>Porthetria dispar</i> (L.)		21	1					
Noctuidae								
<i>Acronicta leporina</i> (L.)			1					
<i>Orthosia incerta</i> (L.)		9	1					
Sphingidae								
<i>Mimas tiliae</i> (L.)							1	

CUADRO 7

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS POR ESTACION)

LOCALIDAD: San Martín de Valdeiglesias.

PROVINCIA: Madrid.

AÑO: 1985

Fecha	21- IV	16- V	9- VI	5- VII	27- VIII	16- IX	12- X	30- XI
Especie								
Tentredinidae								
<i>Croesus septentrionalis</i> L.			1	1		2		
Geometridae								
<i>Agriopsis marginaria</i> F.			1					
<i>Biston strataria</i> (HUF.)		1	3					
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)			1	6		1		
Lymantriidae								
<i>Porthetria dispar</i> L.		7	3					
Noctuidae								
<i>Acronicta psi</i> (L.)					1			
<i>Orthosi incerta</i> (L.)	7	17	12					

CUADRO 8

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS POR ESTACION)

LOCALIDAD: La Iglesuela.

PROVINCIA: Toledo.

AÑO: 1984

Fecha	18- V	21- VI	7- VII	23- VIII	18- IX	14- X	21- XI
Especie							
Tentredinidae							
<i>Croesus septentrionalis</i> L.		2	1	1		2	
Geometridae							
<i>Cabera pusaria</i> L.				2	1		
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)		8	6	1			
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK.)		2					
Lymantriidae							
<i>Porthetria dispar</i> (L.)		4	1				
Noctuidae							
<i>Acronicta psi</i> (L.)			3		1		
<i>Orthosia incerta</i> (L.)		9	3				
Sphingidae							
<i>Mimas tiliae</i> (L.)				1	3		

CUADRO 9

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS
POR ESTACION)

LOCALIDAD: La Iglesuela

PROVINCIA: Toledo

AÑO: 1985

Fecha	21- IV	16- V	9- VI	5- VII	27- VIII	16- IX	12- X	30- XI
Especie								
Tentredinidae								
<i>Croesus septentrionalis</i> L.					1			
Geometridae								
<i>Cabera pusaria</i> (L.)				1		1		
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)			17	4	1	3		
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK)				1				
Lymantriidae								
<i>Porthetria dispar</i> (L.)		6	4					
Noctuidae								
<i>Acronicta psi</i> (L.)				1	3			
<i>Catocala elocata</i> (ESPER)			1					
<i>Orthosia incerta</i> (L.)	3	18	7					
Notodontidae								
<i>Phalera bucephala</i> (L.)						1		
Sphingidae								
<i>Mimas tiliae</i> (L.)				1	2	2		

CUADRO 10

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS
POR ESTACION)

LOCALIDAD: Arenas de San Pedro.

PROVINCIA: Avila.

AÑO: 1984

Fecha	19- V	22- VI	8- VII	24- VIII
Especie				
<i>Tentredinidae</i>				
<i>Croesus septentrionalis</i> L.		3		1
<i>Geometridae</i>				
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)		4	1	
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK)	1		1	
<i>Lymantriidae</i>				
<i>Porthetria dispar</i> L.	2			
<i>Noctuidae</i>				
<i>Catocala elocata</i> (ESPER)			1	
<i>Orthosia incerta</i> (L.)	4	1		

CUADRO 11

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS
POR ESTACION)

LOCALIDAD: Arenas de San Pedro.

PROVINCIA: Avila.

AÑO: 1985

Fecha	17- V	10- VI	6- VII	26- VIII
Especie				
<i>Tentredinidae</i>				
<i>Croesus septentrionalis</i> L.		1	1	
<i>Geometridae</i>				
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)		2		
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK)				1
<i>Lymantriidae</i>				
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	4	1		
<i>Noctuidae</i>				
<i>Orthosia incerta</i> (L.)	7	9		

CUADRO 12

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS
POR ESTACION)

LOCALIDAD: Mijares.

PROVINCIA: Avila.

AÑO: 1984

Especie	Fecha	19- V	22- VI	8- VII	24- VIII
Tentredinidae					
<i>Croesus septentrionalis</i> L.			1		
Geometridae					
<i>Cabera pusaria</i> (L.)			3		
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)			6	7	
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK)					1
Lymantriidae					
<i>Porthetria dispar</i> (L.)		4			
Noctuidae					
<i>Catocala elocata</i> (ESPER)				1	
<i>Orthosia incerta</i> (L.)		8	4		
Notodontidae					
<i>Phalera bucephala</i> (L.)				12	
Sphingidae					
<i>Mimas tiliae</i> (L.)				1	2

CUADRO 13

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS
 POR ESTACION)
 LOCALIDAD: Mijares.
 PROVINCIA: Avila.
 AÑO: 1985

Fecha	17- V	10- VI	6- VII	26- VIII
Especie				
Tentredinidae				
<i>Croesus septentrionalis</i> L.			1	
Geometridae				
<i>Cabera pusaria</i> (L.)				1
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)		9	12	5
Lymantriidae				
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	8	2		
Noctuidae				
<i>Orthosia incerta</i> (L.)	7	2		
Sphingidae				
<i>Mimas tiliae</i> (L.)		1		1

CUADRO 14

RESULTADOS DE LOS VAREOS (NUMERO DE LARVAS EN DIEZ ARBOLES MUESTREADOS POR ESTACION)

Especie	Provincia	Localidad	Fecha	N.º individuos en 10 muestras
<i>Acrionicta alni</i> (L.)	Asturias	Llanes	9-VIII-85	1
<i>Orthosia incerta</i> (HUF.)	Asturias	Llanes	26-IV-85	7
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)	Badajoz	La Codosera	13-VI-85	6
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	Badajoz	La Codosera	13-VI-85	12
<i>Phalera bucephala</i> (L.)	Badajoz	La Codosera	13-VI-85	5
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	Cádiz	Castellar de la Frontera	15-VI-85	3
<i>Phalera bucephala</i> (L.)	Cádiz	Castellar de la Frontera	15-VI-85	1
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	Cádiz	Jimena de la Frontera	15-VI-85	5
<i>Phalera bucephala</i> (L.)	Cádiz	Jimena de la Frontera	15-VI-85	3
<i>Laothoe populi</i> (L.)	Cádiz	Jimena de la Frontera	15-VI-85	1
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)	Cantabria	Castrociñorigo	9-VIII-85	2
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)	Guadalajara	Humanes	27-VI-84	8
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	Guadalajara	Humanes	27-VI-84	4
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	Guadalajara	Humanes	25-V-85	16
<i>Orthosia incerta</i> (HUF.)	Guadalajara	Humanes	27-VI-84	5
<i>Orthosia incerta</i> (HUF.)	Guadalajara	Humanes	25-V-85	16
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	Huelva	Nerva	14-VI-85	6
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	Huelva	Sotiel de las Calañas	14-VI-85	2
<i>Phalera bucephala</i> (L.)	Huelva	Sotiel de las Calañas	14-VI-85	7
<i>Elkneria pudibunda</i> (L.)	Navarra	Olazagutía	20-X-84	89
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)	Salamanca	Candelario	18-V-85	10
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	Salamanca	Candelario	18-V-85	25
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)	Salamanca	El Payo	18-V-85	7
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	Salamanca	El Payo	18-V-85	13
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	Sevilla	El Ronquillo	14-VI-85	3

CUADRO 15

RESULTADOS DE LOS CONTEOS DIRECTOS A SIMPLE VISTA DE LAS MUESTRAS
DE RAMAS Y HOJAS DE DIEZ ARBOLES POR ESTACION

Especie	Provincia	Localidad	Fecha	N.º individuos en 10 muestras
<i>Acalitus brevitarsus</i> FOCKEU	Asturias	Llanes	9-VIII-85	1
	Avila	Arenas de S. Pedro	22-VI-84	2
	Avila	Arenas de S. Pedro	22-VIII-84	2
	Avila	Arenas de S. Pedro	10-VI-85	4
	Avila	Arenas de S. Pedro	6-VII-85	15
	Avila	Arenas de S. Pedro	26-VIII-85	6
	Avila	Mijares	22-VI-84	2
	Avila	Mijares	8-VII-84	9
	Avila	Mijares	24-VIII-84	5
	Avila	Mijares	10-VI-85	4
	Avila	Mijares	6-VII-85	1
	Badajoz	La Codosera	13-VI-85	2
	Cádiz	Jimena de la Frontera	15-VI-85	4
	Cantabria	Castrociellorigo	9-VIII-85	6
	Guadalajara	Humanes	27-VI-85	9
	Huelva	Nerva	14-VI-85	3
	Jaén	Santa Elena	16-VI-85	5
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	21-VI-84	1
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	7-VII-84	8
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	23-VIII-84	2
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	16-V-85	1
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	9-VI-85	11
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	5-VII-85	3
	Navarra	Elizondo	15-VIII-84	4
	Navarra	Elizondo	12-IX-84	6
	Navarra	Elizondo	4-VI-85	3
	Navarra	Elizondo	15-VIII-85	18
	Navarra	Elizondo	10-IX-85	2
	Salamanca	Candelario	18-V-85	2
	Salamanca	El Payo	18-V-85	3
	Sevilla	El Ronquillo	14-VI-85	4
	Toledo	El Alamin	20-VI-84	21
	Toledo	El Alamin	6-VII-84	1
	Toledo	El Alamin	17-IX-84	4
	Toledo	El Alamin	4-VII-85	3
	Toledo	El Alamin	19-VII-85	13
	Toledo	El Alamin	13-X-85	1

CUADRO 16

RESULTADOS DE LOS CONTEOS DIRECTOS A SIMPLE VISTA DE LAS MUESTRAS
DE RAMAS Y HOJAS DE DIEZ ARBOLES POR ESTACION

Especie	Provincia	Localidad	Fecha	N.º individuos en 10 muestras
<i>Monosteira unicastata</i> (MULS. y REY)	Avila	Arenas de S. Pedro	22-VI-85	15
	Avila	Arenas de S. Pedro	8-VII-85	22
	Avila	Arenas de S. Pedro	24-VIII-85	13
	Avila	Arenas de S. Pedro	17-V-85	9
	Avila	Arenas de S. Pedro	10-VI-85	17
	Avila	Arenas de S. Pedro	6-VII-85	24
	Avila	Arenas de S. Pedro	26-VIII-85	39
	Avila	Mijares	19-V-84	6
	Avila	Mijares	22-VI-84	27
	Avila	Mijares	8-VII-84	48
	Avila	Mijares	24-VIII-84	66
	Avila	Mijares	17-V-85	14
	Avila	Mijares	10-VI-85	29
	Avila	Mijares	6-VII-85	53
	Avila	Mijares	26-VIII-85	22
	Badajoz	La Codosera	13-VI-85	25
	Cádiz	Castellar de la Frontera	15-VI-85	18
	Cádiz	Jimena de la Frontera	15-VI-85	26
	Guadalajara	Humanes	27-VI-84	12
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	3
	Huelva	Nerva	14-VI-85	14
	Jaén	Santa Elena	15-VI-85	7
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	16
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	21-VI-84	9
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	23-VIII-84	48
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-IX-84	96
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	14-X-84	54
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	16-V-85	32
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	9-VI-85	49
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	27-VIII-85	112
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	16-IX-85	427
	Sevilla	El Ronquillo	14-VI-85	18
Toledo	El Alamin	20-VI-84	7	
Toledo	El Alamin	22-VIII-84	12	
Toledo	El Alamin	17-IX-84	24	
Toledo	El Alamin	13-X-84	9	
Toledo	El Alamin	20-V-85	2	

CUADRO 17

**RESULTADOS DE LOS CONTEOS DIRECTOS A SIMPLE VISTA DE LAS MUESTRAS
DE RAMAS Y HOJAS DE DIEZ ARBOLES POR ESTACION**

Especie	Provincia	Localidad	Fecha	N.º individuos en 10 muestras	
<i>Monosteira unicastata</i> (MULS. y REY (cont.)	Toledo	El Alamin	11-VI-85	13	
	Toledo	El Alamin	4-VII-85	19	
	Toledo	El Alamin	19-VII-85	25	
	Toledo	El Alamin	28-VIII-85	38	
	Toledo	El Alamin	17-IX-85	66	
	Toledo	La Iglesuela	18-V-84	25	
	Toledo	La Iglesuela	21-VI-84	73	
	Toledo	La Iglesuela	7-VII-84	156	
	Toledo	La Iglesuela	23-VIII-84	228	
	Toledo	La Iglesuela	18-IX-84	375	
	Toledo	La Iglesuela	14-X-84	82	
	Toledo	La Iglesuela	21-IV-85	10	
	Toledo	La Iglesuela	16-V-85	71	
	Toledo	La Iglesuela	9-VI-85	88	
	Toledo	La Iglesuela	5-VII-85	139	
	Toledo	La Iglesuela	27-VIII-85	251	
	Toledo	La Iglesuela	16-IX-85	299	
	Toledo	La Iglesuela	12-X-85	53	
	<i>Elasmucha grisea</i> L.	Toledo	La Iglesuela	18-IX-84	16
	<i>Pterocallisalni</i> (DE GEER) ...	Avila	Mijares	19-V-84	18
Avila		Mijares	8-VII-84	26	
Avila		Mijares	17-V-85	5	
Avila		Mijares	10-VI-85	21	
Avila		Mijares	6-VII-85	8	
Navarra		Elizondo	12-IX-84	7	
Navarra		Elizondo	9-V-85	4	
Navarra		Elizondo	4-VI-85	12	
Navarra		Elizondo	23-VII-85	31	
Navarra		Elizondo	15-VIII-85	42	
Navarra		Elizondo	10-IX-85	6	
Toledo		El Alamin	17-V-84	3	
Toledo		El Alamin	20-VI-84	20	
Toledo		El Alamin	6-VII-84	11	
Toledo		El Alamin	22-VIII-84	23	
Toledo		El Alamin	17-IX-84	9	
Toledo		El Alamin	13-X-84	14	
Toledo		El Alamin	20-V-85	12	
Toledo		El Alamin	11-VI-85	6	
Toledo		El Alamin	4-VII-85	33	

CUADRO 18

RESULTADOS DE LOS CONTEOS DIRECTOS A SIMPLE VISTA DE LAS MUESTRAS DE RAMAS Y HOJAS DE DIEZ ARBOLES POR ESTACION

Especie	Provincia	Localidad	Fecha	N.º individuos en 10 muestras
<i>Pterocallis alni</i> (DE GEER) (cont.)	Toledo	El Alamin	19-VII-85	38
	Toledo	El Alamin	28-VIII-85	19
	Toledo	El Alamin	17-IX-85	11
	Toledo	La Iglesuela	18-V-84	15
	Toledo	La Iglesuela	21-VI-84	26
	Toledo	La Iglesuela	7-VII-84	31
	Toledo	La Iglesuela	23-VIII-84	12
	Toledo	La Iglesuela	18-IX-84	18
	Toledo	La Iglesuela	14-X-84	7
	Toledo	La Iglesuela	16-V-85	21
	Toledo	La Iglesuela	9-VI-85	7
	Toledo	La Iglesuela	5-VII-85	33
	Toledo	La Iglesuela	27-VIII-85	14
	Toledo	La Iglesuela	16-IX-85	16
	<i>Pterocallis maculata</i> (V. HEY) .	Navarra	Elizondo	9-V-85
Navarra		Elizondo	23-VI-85	34
Toledo		El Alamin	17-V-84	12
Toledo		El Alamin	20-V-85	31
Toledo		El Alamin	11-VI-85	27
Toledo		La Iglesuela	16-V-85	24
<i>Agelastica alni</i> (L.)		Asturias	Llanes	26-IV-85
	Avila	Arenas de S. Pedro	19-V-84	21
	Avila	Arenas de S. Pedro	22-VI-84	43
	Avila	Arenas de S. Pedro	8-VII-84	16
	Avila	Arenas de S. Pedro	17-V-85	8
	Avila	Arenas de S. Pedro	10-VI-85	4
	Avila	Arenas de S. Pedro	6-VII-85	2
	Avila	Mijares	19-V-84	17
	Avila	Mijares	22-VI-84	22
	Avila	Mijares	8-VII-84	18
	Avila	Mijares	17-V-85	10
	Avila	Mijares	10-VI-85	5
	Avila	Mijares	6-VII-85	12
	Cantabria	Castrocillorigo	26-IV-85	8
	Guadalajara	Humanes	27-VI-84	3
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	24
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	36
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	21-VI-84	1
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	21-IV-85	3
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	16-V-85	21

CUADRO 19

RESULTADOS DE LOS CONTEOS DIRECTOS A SIMPLE VISTA DE LAS MUESTRAS
DE RAMAS Y HOJAS DE DIEZ ARBOLES POR ESTACION

Especie	Provincia	Localidad	Fecha	N.º individuos en 10 muestras	
<i>Agelastica alni</i> (L.) (cont.) . . .	Navarra	Elizondo	9-V-85	37	
	Navarra	Elizondo	4-VI-85	48	
	Navarra	Elizondo	23-VI-85	32	
	Navarra	Elizondo	23-VII-85	8	
	Salamanca	Candelario	18-V-85	16	
	Salamanca	El Payo	18-V-85	8	
	Toledo	El Alamin	17-V-84	26	
	Toledo	El Alamin	20-VI-84	14	
	Toledo	El Alamin	20-V-85	32	
	Toledo	El Alamin	11-VI-85	26	
	Toledo	La Iglesuela	18-V-84	13	
	Toledo	La Iglesuela	21-VI-84	16	
	Toledo	La Iglesuela	16-V-85	27	
	Toledo	La Iglesuela	9-VI-85	43	
	Toledo	La Iglesuela	5-VII-85	2	
	<i>Galerucella lineola</i> (F.)	Avila	Arenas de S. Pedro	22-VI-84	8
		Avila	Arenas de S. Pedro	8-VII-84	11
		Avila	Arenas de S. Pedro	10-VI-85	30
		Avila	Arenas de S. Pedro	6-VII-85	31
Avila		Mijares	22-VI-84	2	
Avila		Mijares	8-VII-84	4	
Avila		Mijares	10-VI-85	1	
Avila		Mijares	6-VII-85	1	
Badajoz		La Codosera	13-VI-85	3	
Cádiz		Castellar de la Frontera	15-VI-85	15	
Cádiz		Jimena de la Frontera	15-VI-85	26	
Guadalajara		Humanes	27-VI-84	10	
Huelva		Nerva	14-VI-85	9	
Jaén		Santa Elena	16-VI-85	2	
Madrid		S. Martín de Valdeiglesias	21-VI-84	20	
Madrid		S. Martín de Valdeiglesias	7-VII-84	36	
Madrid		S. Martín de Valdeiglesias	9-VI-85	12	
Madrid		S. Martín de Valdeiglesias	5-VII-85	4	
Navarra		Elizondo	4-VI-85	2	
Navarra		Elizondo	23-VI-85	5	
Navarra		Elizondo	23-VII-85	1	

CUADRO 20

RESULTADOS DE LOS CONTEOS DIRECTOS A SIMPLE VISTA DE LAS MUESTRAS
DE RAMAS Y HOJAS DE DIEZ ARBOLES POR ESTACION

Especie	Provincia	Localidad	Fecha	N.º individuos en 10 muestras	
<i>Galerucella lineola</i> (F.) (cont.)	Salamanca	Candelario	18-V-85	2	
	Salamanca	El Payo	18-V-85	3	
	Toledo	El Alamin	20-VI-84	16	
	Toledo	El Alamin	6-VII-84	24	
	Toledo	El Alamin	11-VI-85	13	
	Toledo	El Alamin	4-VII-85	32	
	Toledo	El Alamin	19-VII-85	41	
	Toledo	La Iglesuela	21-VI-84	3	
	Toledo	La Iglesuela	7-VII-84	7	
	Toledo	La Iglesuela	9-VI-85	5	
	Toledo	La Iglesuela	5-VII-85	18	
	<i>Spilonota ocellana</i> (F.)	Avila	Arenas de S. Pedro	19-V-84	4
		Avila	Arenas de S. Pedro	17-V-85	2
		Avila	Mijares	19-V-84	1
Avila		Mijares	17-V-85	3	
Badajoz		La Codosera	13-VI-85	1	
Guadalajara		Humanes	25-V-85	1	
Madrid		S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	2	
Madrid		S. Martín de Valdeiglesias	21-IV-85	1	
Madrid		S. Martín de Valdeiglesias	16-V-85	4	
Navarra		Elizondo	18-IV-85	1	
Navarra		Elizondo	9-V-85	3	
Navarra		Elizondo	4-VI-85	2	
Salamanca		Candelario	18-V-85	1	
Salamanca		El Payo	18-V-85	2	
Toledo		El Alamin	17-V-84	5	
Toledo		El Alamin	20-V-85	6	
Toledo		La Iglesuela	18-V-84	4	
Toledo		La Iglesuela	21-IV-85	3	
Toledo		La Iglesuela	16-V-85	5	
Toledo		La Iglesuela	9-VI-85	3	

CUADRO 21

**RESULTADOS DE LOS CONTEOS CON LUPA BINOCULAR DE UNA SUBMUESTRA
DE RAMILLAS Y HOJAS DE DIEZ MUESTRAS POR ESTACION**

Especie	Provincia	Localidad	Fecha	N.º individuos en 10 muestras
<i>Tetranychus urticae</i> KOCH ...	Navarra	Elizondo	15-VIII-84	64
	Navarra	Elizondo	12-IX-84	36
	Navarra	Elizondo	19-X-84	7
	Navarra	Elizondo	18-IV-85	16
	Navarra	Elizondo	9-V-85	23
	Navarra	Elizondo	4-VI-85	14
	Navarra	Elizondo	23-VI-85	31
	Navarra	Elizondo	15-VIII-85	49
	Navarra	Elizondo	10-IX-85	22
	Navarra	Elizondo	24-X-85	11
	Toledo	El Alamin	17-V-84	35
	Toledo	El Alamin	20-VI-84	47
	Toledo	El Alamin	6-VII-84	65
	Toledo	El Alamin	22-VIII-84	81
	Toledo	El Alamin	17-IX-84	17
	Toledo	El Alamin	13-X-84	4
	Toledo	El Alamin	10-IV-85	20
	Toledo	El Alamin	20-V-85	26
	Toledo	El Alamin	11-VI-85	39
	Toledo	El Alamin	4-VII-85	24
Toledo	El Alamin	19-VII-85	62	
Toledo	El Alamin	28-VIII-85	56	
Toledo	El Alamin	17-IX-85	19	
<i>Panonychus ulmi</i> (KOCH)	Toledo	La Iglesuela	5-VII-85	19
<i>Tetranychus urticae</i> KOCH ...	Toledo	La Iglesuela	23-VIII-84	152
	Toledo	La Iglesuela	18-IX-84	64
	Toledo	La Iglesuela	14-X-84	9

CUADRO 22

RESULTADOS DE LA CRÍA EN LABORATORIO DE LARVAS DEFOLIADORAS
ALIMENTADAS CON DIETA NATURAL

Especie	Provincia	Localidad	Fecha de captura de de larva	Fecha de emergencia del imago	
<i>Crysolmelidae</i>					
<i>Agelastica alni</i> (L.)	Toledo	La Iglesuela	18-V-84	13-VI-84	
	Toledo	La Iglesuela	18-V-84	17-VI-84	
	Toledo	La Iglesuela	21-VI-84	19-VII-84	
	Toledo	La Iglesuela	7-VII-84	6-VIII-84	
	Toledo	El Alamin	17-V-84	2-VI-84	
	Toledo	El Alamin	20-VI-84	21-VII-84	
	Toledo	El Alamin	20-VI-84	29-VII-84	
	Toledo	El Alamin	6-VII-84	1-VIII-84	
	Navarra	Elizondo	18-IV-85	10-VI-85	
	Navarra	Elizondo	18-IV-85	7-VI-85	
	Navarra	Elizondo	18-IV-85	3-VI-85	
	Navarra	Elizondo	18-IV-85	12-VI-85	
	Navarra	Elizondo	9-V-85	18-VI-85	
	Navarra	Elizondo	9-V-85	20-VI-85	
	<i>Galerucella lineola</i> (F.)	Toledo	La Iglesuela	19-V-84	20-VI-84
		Toledo	La Iglesuela	19-V-84	16-VI-84
Toledo		La Iglesuela	19-V-84	26-VI-84	
Toledo		La Iglesuela	19-V-84	2-VII-84	
Toledo		El Alamin	20-VI-84	17-VII-84	
Avila		Mijares	8-VII-84	24-VII-84	
Navarra		Elizondo	9-V-85	19-VI-85	
Navarra		Elizondo	9-V-85	23-VI-85	
Navarra		Elizondo	4-VI-85	7-VII-85	
Navarra		Elizondo	4-VI-85	13-VII-85	
Navarra		Elizondo	4-VI-85	19-VII-85	
Navarra		Elizondo	4-VI-85	20-VII-85	
<i>Cimbicidae</i>					
<i>Cimbex connata</i> SKRANK		Navarra	Elizondo	15-VIII-84	8-V-85
<i>Tentredinidae</i>					
<i>Croesus septentrionalis</i> (L.)	Avila	Arenas de S. Pedro	22-VI-84	27-VII-84	
	Toledo	La Iglesuela	7-VII-84	13-VIII-84	
	Toledo	La Iglesuela	14-X-84	3-IV-85	
	Toledo	La Iglesuela	14-X-84	12-IV-85	
	Toledo	El Alamin	6-VII-84	11-VIII-84	
	Toledo	El Alamin	17-IX-84	28-III-85	

CUADRO 23

RESULTADOS DE LA CRÍA EN LABORATORIO DE LARVAS DEFOLIADORAS
ALIMENTADAS CON DIETA NATURAL

Especie	Provincia	Localidad	Fecha de captura de la larva	Fecha de emergencia del imago
Endromidae				
<i>Endromis versicolora</i> (L.)	Navarra	Elizondo	4-VI-85	16-II-86
	Navarra	Elizondo	4-VI-85	3-III-86
Geometridae				
<i>Agriopsis marginaria</i> (F.)	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	6-IV-85
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	17-IV-85
	Navarra	Elizondo	4-VI-85	26-III-86
<i>Biston betularia</i> (L.)	Navarra	Elizondo	12-IX-84	3-VII-85
	Navarra	Elizondo	23-VII-85	13-V-86
	Navarra	Elizondo	15-VIII-85	1-VI-86
	Navarra	Elizondo	10-IX-85	6-V-86
<i>Biston strataria</i> (HUF.)	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	21-VI-84	17-III-85
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	21-VI-84	8-IV-85
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	21-VI-84	20-IV-85
	Navarra	Elizondo	18-IV-85	28-II-86
	Navarra	Elizondo	9-V-85	13-II-86
	Navarra	Elizondo	9-V-85	6-III-86
	Navarra	Elizondo	9-V-85	22-III-86
<i>Cabera pusaria</i> (L.)	Avila	Mijares	22-VI-84	7-VIII-84
	Navarra	Elizondo	15-VIII-84	31-V-85
	Navarra	Elizondo	12-IX-84	11-VI-85
	Toledo	El Alamin	6-VII-84	24-VIII-84
	Toledo	La Iglesuela	23-VIII-84	10-VI-85
	Toledo	La Iglesuela	18-IX-84	20-VII-85
	Toledo	La Iglesuela	18-IX-84	20-VII-85
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)	Avila	Mijares	22-VI-84	26-VII-84
	Avila	Mijares	22-VI-84	2-VIII-84
	Avila	Mijares	22-VI-84	2-VIII-84
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	21-VI-84	13-VII-84
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	21-VI-84	16-VII-84
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	21-VI-84	24-VII-84
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	7-VII-84	8-VIII-84
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	7-VII-84	10-VIII-84
	Toledo	El Alamin	20-VI-84	19-VII-84
	Toledo	El Alamin	20-VI-84	20-VII-84
	Toledo	La Iglesuela	7-VII-84	6-VIII-84
	Toledo	La Iglesuela	7-VII-84	23-VIII-84
	Toledo	La Iglesuela	7-VII-84	24-VIII-84
	Toledo	La Iglesuela	7-VII-84	30-VIII-84
	Navarra	Elizondo	15-VIII-84	15-X-84

CUADRO 24

RESULTADOS DE LA CRÍA EN LABORATORIO DE LARVAS DEFOLIADORAS
ALIMENTADAS CON DIETA NATURAL

Especie	Provincia	Localidad	Fecha de captura de la larva	Fecha de emergencia del imago
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK)	Toledo	El Alamin	17-V-84	12-III-85
	Toledo	El Alamin	20-VI-84	2-III-85
	Toledo	El Alamin	20-VI-84	1-IV-85
	Toledo	El Alamin	20-VI-84	18-V-85
Lassocampidae				
<i>Odonestis pruni</i> (L.)	Navarra	Elizondo	9-V-85	12-VII-85
	Navarra	Elizondo	4-VI-85	3-VIII-85
<i>Poecilocampa populi</i> (L.)	Navarra	Elizondo	23-VII-85	3-I-86
Lymantriidae				
<i>Elkneria pudibunda</i> (L.)	Navarra	Elizondo	12-IX-84	1-V-85
	Navarra	Olazagutia	20-X-84	13-IV-85
	Navarra	Olazagutia	20-X-84	18-IV-85
	Navarra	Olazagutia	20-X-84	6-V-85
	Navarra	Olazagutia	20-X-84	6-V-85
<i>Porthetria dispar</i> (L.)	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	10-VI-84
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	16-VI-84
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	16-VI-84
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	17-VI-84
Noctuidae				
<i>Acronicta alni</i> (L.)	Navarra	Elizondo	12-IX-84	7-V-85
	Navarra	Elizondo	23-VI-85	6-V-86
	Navarra	Elizondo	23-VI-85	23-V-86
<i>Acronicta leporina</i> (L.)	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	21-VI-84	2-V-85
	Toledo	El Alamin	17-IX-84	23-VI-85
<i>Acronicta psi</i> (L.)	Navarra	Elizondo	15-VIII-84	30-X-84
	Navarra	Elizondo	12-IX-84	13-V-85
	Toledo	La Iglesuela	21-VI-84	17-IX-84
	Toledo	La Iglesuela	21-VI-84	21-IX-84
	Toledo	La Iglesuela	18-IX-84	6-VI-85
<i>Catocala elocata</i> (ESP.)	Avila	Mijares	22-VI-84	3-XI-84

CUADRO 25

**RESULTADOS DE LA CRIA EN LABORATORIO DE LARVAS DEFOLIADORAS
ALIMENTADAS CON DIETA NATURAL**

Especie	Provincia	Localidad	Fecha de captura de la larva	Fecha de emergencia del imago
<i>Orthosia incerta</i> (L.)	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	3-IV-85
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	26-IV-85
	Navarra	Elizondo	18-IV-85	14-XI-85
	Toledo	La Iglesuela	18-V-84	20-II-85
	Toledo	La Iglesuela	18-V-84	28-II-85
	Toledo	La Iglesuela	21-VI-84	1-III-85
	Toledo	La Iglesuela	21-VI-84	9-IV-85
	Toledo	La Iglesuela	21-VI-84	10-IV-85
<i>Notodontidae</i>				
<i>Furcula bicuspis</i> (BORK.)	Navarra	Elizondo	15-VIII-84	20-V-85
<i>Phalera bucephala</i> (L.)	Avila	Mijares	8-VII-84	2-IV-85
	Avila	Mijares	8-VII-84	2-IV-85
	Avila	Mijares	8-VII-84	6-IV-85
	Avila	Mijares	8-VII-84	7-IV-85
	Avila	Mijares	8-VII-84	7-IV-85
<i>Pheosia gnoma</i> (F.)	Navarra	Elizondo	4-VI-85	29-IX-85
<i>Sphingidae</i>				
<i>Laothoe populi</i> (L.)	Toledo	El Alamin	20-VI-84	23-IX-84
	Toledo	El Alamin	22-VIII-84	6-V-85
	Toledo	El Alamin	17-IX-84	21-VI-85
	Toledo	El Alamin	17-IX-84	30-VI-85
	Toledo	El Alamin	17-IX-84	30-VI-85
<i>Mimas tiliae</i> (L.)	Avila	Mijares	24-VIII-84	14-V-85
	Avila	Mijares	24-VIII-84	16-V-85
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-IX-84	3-VII-85
<i>Simerinthus ocellata</i> (L.)	Toledo	El Alamin	6-VII-84	31-V-85

CUADRO 26

RESULTADOS DE LA CRIA EN LABORATORIO DE LARVAS DEFOLIADORAS
ALIMENTADAS CON DIETA NATURAL

Especie	Provincia	Localidad	Fecha de captura de la larva	Fecha de emergencia del imago
<i>Tortricidae</i>				
<i>Archips xylosteana</i> (L.)	Avila	Arenas de S. Pedro	10-VI-85	6-VII-85
	Avila	Mijares	17-V-85	21-VI-85
	Badajoz	La Codosera	13-VI-85	12-VII-85
	Cádiz	Castellar de la Frontera	15-VI-85	30-VI-85
	Cádiz	Castellar de la Frontera	15-VI-85	2-VII-85
	Cádiz	Jimena de la Frontera	15-VI-85	1-VII-85
	Cantabria	Castroclorlorigo	26-IV-85	10-VI-85
	Guadalajara	Humanes	26-V-85	23-VI-85
	Huelva	Nerva	14-VI-85	17-VII-85
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	20-VI-84
	Navarra	Elizondo	4-VI-85	7-VII-85
	Navarra	Elizondo	4-VI-85	12-VII-85
	Salamanca	Candelario	18-V-85	23-VI-85
	Salamanca	Candelario	18-V-85	16-VI-85
	Salamanca	El Payo	18-V-85	17-VI-85
	Salamanca	El Ronquillo	14-VI-85	4-VII-85
	Toledo	El Alamin	17-V-84	13-VI-84
	Toledo	El Alamin	17-V-84	13-VI-84
	Toledo	El Alamin	17-V-84	15-VI-84
	Toledo	El Alamin	20-V-85	19-VI-85
Toledo	La Iglesuela	16-V-85	21-VI-85	
Toledo	La Iglesuela	9-VI-85	8-VII-85	
<i>Epinotia inmundana</i> (FISCH. V. ROESL.)	Avila	Arenas de S. Pedro	19-V-84	6-VII-84
	Avila	Arenas de S. Pedro	22-VI-84	20-VIII-84
	Avila	Mijares	19-V-84	7-VII-84
	Avila	Mijares	17-V-85	1-VII-85
	Avila	Mijares	10-VI-85	19-VII-85
	Guadalajara	Humanes	27-VI-84	13-VIII-84
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	4-VII-85
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	20-VII-85
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	19-VII-85
	Toledo	El Alamin	17-V-84	29-VI-84
	Toledo	El Alamin	17-V-84	3-VII-84
	Toledo	El Alamin	6-VII-84	18-VIII-84
	Toledo	El Alamin	17-IX-84	7-IV-85
	Toledo	El Alamin	11-VI-85	9-VIII-85
	Toledo	El Alamin	11-VI-85	12-VIII-85

CUADRO 27

RESULTADOS DE LA CRIA EN LABORATORIOS DE LARVAS DEFOLIADORAS
ALIMENTADAS CON DIETA NATURAL

Especie	Provincia	Localidad	Fecha de captura de la larva	Fecha de emergencia del imago	
<i>Epinotia inmundana</i> (FISCH. V. ROESL.) (cont.)	Toledo	La Iglesuela	18-V-84	29-VI-84	
	Toledo	La Iglesuela	18-V-84	11-VII-84	
	Toledo	La Iglesuela	21-VI-84	3-VIII-84	
	Toledo	La Iglesuela	21-VI-84	19-VIII-84	
	Toledo	La Iglesuela	7-VII-84	21-VIII-84	
	Toledo	La Iglesuela	16-V-85	8-VII-85	
	Toledo	La Iglesuela	9-VI-85	14-VII-85	
	Toledo	La Iglesuela	9-VI-85	3-VII-85	
	Toledo	La Iglesuela	9-VI-85	6-VII-85	
	Toledo	La Iglesuela	9-VI-85	28-VIII-85	
	<i>Pandemis corylana</i> (F.)	Avila	Arenas de S. Pedro	10-VI-85	10-VIII-85
		Avila	Mijares	19-V-84	28-VII-84
		Guadalajara	Humanes	27-VI-84	3-IX-84
Madrid		S. Martín de Valdeiglesias	9-VI-85	14-VIII-85	
Navarra		Elizondo	4-VI-85	22-VIII-85	
Candelario		Salamanca	18-V-85	22-VII-85	
Salamanca		El Payo	18-V-85	5-VII-85	
Toledo		El Alamin	17-V-84	1-VII-84	
Toledo		La Iglesuela	16-V-85	9-VII-85	
Toledo		La Iglesuela	16-V-85	10-VII-85	
<i>Spilonota ocellana</i> (F.)		Avila	Arenas de S. Pedro	19-V-84	22-VI-84
	Avila	Mijares	19-V-84	29-VI-84	
	Avila	Mijares	17-V-85	3-VI-85	
	Avila	Mijares	17-V-85	9-VI-85	
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	23-VII-85	
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	13-VI-84	
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	18-V-84	16-VI-84	
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	16-V-85	8-VII-85	
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	9-VI-85	27-VII-85	
	Navarra	Elizondo	9-V-85	6-VI-85	
	Navarra	Elizondo	9-V-85	7-VI-85	
	Navarra	Elizondo	4-VI-85	16-VII-85	
	Navarra	Elizondo	4-VI-85	30-VI-85	

CUADRO 28

RESULTADOS DE LA CRIA EN LABORATORIO DE LARVAS DEFOLIADORAS
ALIMENTADAS CON DIETA NATURAL

Especie	Provincia	Localidad	Fecha de captura de la larva	Fecha de emergencia del imago
<i>Spilonota ocellana</i> (F.) (cont.) ...	Toledo	El Alamin	17-V-84	22-VI-84
	Toledo	El Alamin	17-V-84	22-VI-84
	Toledo	El Alamin	17-V-84	23-VI-84
	Toledo	El Alamin	20-V-85	13-VI-85
	Toledo	El Alamin	20-V-85	20-VI-85
	Toledo	El Alamin	20-V-85	21-VI-85
	Toledo	El Alamin	20-V-85	6-VII-85
	Toledo	La Iglesuela	18-V-84	14-VII-84
	Toledo	La Iglesuela	18-V-84	2-VII-84
	Toledo	La Iglesuela	18-V-84	3-VII-84
	Toledo	La Iglesuela	21-IV-85	5-VI-85
	Toledo	La Iglesuela	16-V-85	18-VI-85
	Toledo	La Iglesuela	16-V-85	10-VII-85
	Toledo	La Iglesuela	16-V-85	7-VII-85
	Toledo	La Iglesuela	9-VI-85	13-VIII-85
	<i>Coleophoridae</i>			
<i>Coleophora serratella</i> (L.)	Toledo	El Alamin	20-V-85	6-VI-85

CUADRO 29

RELACION DE CAPTURAS OBTENIDAS CON TRAMPA DE LUZ

LOCALIDAD: Elizondo

PROVINCIA: Navarra

Especies	Fechas	15-8-84	12-9-84	19-10-84	16-11-84	12-12-84	13-1-85
Cossidae							
<i>Cossus cossus</i> L.		2					
<i>Zeuzera pyrina</i> L.		4	1				
Lasiocampidae							
<i>Odonestis pruni</i> (L.)		12					
<i>Poecilocampa populi</i> (L.)					1	3	4
Endromidae							
<i>Endromis versicolora</i> (L.)							
Geometridae							
<i>Agriopis marginaria</i> (F.)							
<i>Biston betularia</i> (L.)		2	1				
<i>Biston strataria</i> (HUF.)							
<i>Cabera pusaria</i> (L.)							
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK)							
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)		4	1				
Sphingidae							
<i>Laothoe populi</i> (L.)							
<i>Mimas tiliae</i> (L.)		1					
<i>Smerinthus ocellata</i> (L.)							

CUADRO 30

RELACION DE CAPTURAS OBTENIDAS CON TRAMPA DE LUZ

LOCALIDAD: Elizondo

PROVINCIA: Navarra

Especies	Fechas	15-8-84	12-9-84	19-10-84	16-11-84	12-12-84	13-1-85
Notodontidae							
<i>Furcula bicuspis</i> (BORK.)		7					
<i>Phalera bucephala</i> (L.)		2					
<i>Pheosia gnoma</i> (F.)		3					
Lymantriidae							
<i>Elkneria pudibunda</i> (L.)		4					
Noctuidae							
<i>Acrionicta alni</i> (L.)							
<i>Acrionicta leporina</i> (L.)		1					
<i>Acrionicta psi</i> (L.)		1	1				
<i>Orthosia incerta</i> (HUF.)					1		

CUADRO 31

RELACION DE CAPTURAS OBTENIDAS CON TRAMPA DE LUZ

LOCALIDAD: Elizondo.

PROVINCIA: Navarra

Especies	Fechas	20-2-	28-3-	18-4-	9-5-	4-6-	23-6-	23-7-	15-8-	10-9-	24-10-	26-11-	17-12-
		85	85	85	85	85	85	85	85	85	85	85	85
Cossidae													
<i>Cossus cossus</i> L.								1					
<i>Zeuzera pyrina</i> L.								1	1				
Lasiocampidae													
<i>Odonestis pruni</i> (L.)								7	9				
<i>Poecilocampa populi</i> (L.)													4
Endromidae													
<i>Endromis versicolora</i> (L.)	8												
Geometridae													
<i>Agriopsis marginaria</i> (F.)	1	1	1										
<i>Biston betularia</i> (L.)							1	5	4				
<i>Biston strataria</i> (HUF.)	6	3	3										
<i>Cabera pusaria</i> (L.)				1		1							
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK)	2	1	26	4	1								
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)							1	1	3				
Sphingidae													
<i>Laothoe populi</i> (L.)				1		1							
<i>Mimas tiliae</i> (L.)									1				
<i>Smerinthus ocellata</i> (L.)							1			1			
Notodontidae													
<i>Furcula bicuspis</i> (BORK.)							2	4	1				
<i>Phalera bucephala</i> (L.)					1	3		2	1				
<i>Pheosia gnoma</i> (F.)			1						2				
Lymantriidae													
<i>Elkneria pudibunda</i> (L.)			1	9				2	1				
Noctuidae													
<i>Acronicta alni</i> (L.)						1	1						
<i>Acronicta leporina</i> (L.)				1			2	1	1				
<i>Acronicta psi</i> (L.)							1		1	1			
<i>Orthosia incerta</i> (HUF.)	12	4	9	1									1

CUADRO 32

RELACION DE CAPTURAS OBTENIDAS CON TRAMPA DE LUZ.

LOCALIDAD: El Alamin.

PROVINCIA: Toledo

Especies	Fechas	17-5-84	20-6-84	6-7-84	22-8-84	17-9-84	13-10-84	20-11-84	2-12-84
Cossidae									
<i>Cossus cossus</i> L.		1							
<i>Zeuzera pyrina</i> L.			1	2					
Geometridae									
<i>Agriopis marginaria</i> (F.)									
<i>Biston strataria</i> (HUF.)									
<i>Cabera pusaria</i> (L.)		1		2					
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)		1	7		3	1	3		
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK)									
Sphingidae									
<i>Laothoe populi</i> (L.)		1		2		1			
<i>Mimas tiliae</i> (L.)		3	1						
<i>Smerinthus ocellata</i> (L.)		1	7		3	1			
Noctuidae									
<i>Acronicta leporina</i> (L.)			2	1					
<i>Acronicta psi</i> (L.)		1			3				
<i>Orthosia incerta</i> (HUF.)							3	1	

CUADRO 33

RELACION DE CAPTURAS OBTENIDAS CON TRAMPA DE LUZ.

LOCALIDAD: El Alamin.

PROVINCIA: Toledo

Especies	Fechas	27-1-	16-2-	19-3-	10-4-	20-5-	11-6-	4-7-	19-7-	28-8-	17-9-	13-10-	29-11-
		85	85	85	85	85	85	85	85	85	85	85	85
Cossidae													
<i>Cossus cossus</i> L.							1			2			
<i>Zeuzera pyrina</i> L.								1	1				
Geometridae													
<i>Agriopsis marginaria</i> (F.)			1	1	2								1
<i>Biston strataria</i> (HUF.)			3	1									
<i>Cabera pusaria</i> (L.)							3	1		1			
<i>Ennomos alniaria</i> (L.)							4	2		1			
<i>Lycia hirtaria</i> (CLERK)			1	2		4							
Sphingidae													
<i>Laothoe populi</i> (L.)							2	3	1				
<i>Mimas tiliae</i> (L.)						2	4		1				
<i>Smerinthus ocellata</i> (L.)							3	1					1
Noctuidae													
<i>Acronicta leporina</i> (L.)						1	1	1		1			
<i>Acronicta psi</i> (L.)						1	1						1
<i>Orthosia incerta</i> (HUF.)			1	5		1							

CUADRO 34

EMERGENCIAS DE INSECTOS XILOFAGOS EN EL LABORATORIO

Especie	Provincia	Localidad	Fecha de recogida de la muestra	Fecha de emergencia
Buprestidae				
<i>Agrilus viridis</i> (L.)	Toledo	El Alamin	20-V-85	29-VI-85
	Toledo	El Alamin	20-V-85	14-VII-85
	Toledo	El Alamin	20-V-85	15-VII-85
	Toledo	El Alamin	20-V-85	18-VII-85
	Toledo	El Alamin	20-V-85	18-VII-85
Cerambycidae				
<i>Compsidia populnea</i> (L.)	Guadalajara	Humanes	25-V-85	12-VI-85
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	17-VI-85
	Navarra	Elizondo	18-IV-85	22-V-85
	Toledo	La Iglesuela	16-V-85	29-VI-85
	Toledo	La Iglesuela	16-V-85	2-VI-85
	Toledo	La Iglesuela	9-VI-85	15-VI-85
	Toledo	La Iglesuela	9-VI-85	19-VI-85
<i>Oberea linearis</i> (L.)	Asturias	Llanes	26-IV-85	17-V-86
	Cantabria	Castrocillorigo	26-IV-85	8-VI-86
	Cantabria	Castrocillorigo	26-IV-85	19-VI-86
	Avila	Arenas de S. Pedro	17-V-85	23-VII-85
	Avila	Mijares	6-VII-85	9-VII-86
	Navarra	Elizondo	9-V-85	4-VI-86
	Salamanca	Candelario	18-V-85	20-VII-86
Curculionidae				
<i>Cryptorrhynchus laphathi</i> L.	Guadalajara	Humanes	25-V-85	26-VII-85
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	30-VII-85
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	1-VIII-85
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	6-VIII-85
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	8-IX-85
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	5-VII-85	16-VII-85
	Madrid	S. Martín de Valdeiglesias	5-VII-85	19-VII-85

CUADRO 35

EMERGENCIA DE INSECTOS XILOFAGOS EN EL LABORATORIO

Especie	Provincia	Localidad	Fecha de recogida de la muestra	Fecha de emergencia
Aegeriidae				
<i>Paranthrene tabaniformis</i> (ROTT.)	Avila	Mijares	17-V-85	24-V-85
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	7-VII-85
	Guadalajara	Humanes	25-V-85	12-VII-85
	Toledo	El Alamín	20-V-85	4-VI-85
<i>Sesia apiformis</i> . (CLERK.)	Toledo	La Iglesuela	21-IV-85	10-V-85
<i>Synanthedon spheciformis</i> (DENIS y SCHIFF.)	Navarra	Elizondo	9-V-85	23-VI-86
	Navarra	Elizondo	9-V-85	26-VI-86
Cossidae				
<i>Cossus cossus</i> (L.)	Avila	Mijares	17-V-85	18-VIII-86
	Avila	Mijares	17-V-85	30-V-86
	Cantabria	Castrocillorigo	9-VIII-85	17-VII-86
	Navarra	Elizondo	17-VIII-85	7-IX-86
	Toledo	La Iglesuela	30-XI-85	5-V-86
<i>Zeuzera pyrina</i> (L.)	Avila	Mijares	17-V-85	12-VI-85
	Navarra	Elizondo	10-IX-85	6-VIII-86
	Toledo	El Alamín	13-X-85	10-VII-86

CUADRO 36

MUESTRA N.º 1. LOCALIDAD: ELIZONDO. PROVINCIA: NAVARRA. FECHA DE CORTA: 20-II-85. FECHA DE EXTRACCION DEL MONTE: 28-III-85

Especies	Años											
	1985											
Especies	1986											
	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
<i>Saperda scalaris</i> (L.)												

CUADRO 37

MUESTRA N.º 2. LOCALIDAD: ELIZONDO. PROVINCIA: NAVARRA. FECHA DE CORTA: 28-III-85.
FECHA DE EXTRACCION DEL MONTE: 18-IV-85

Especies	Años												Años											
	1985												1986											
Meses	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
<i>Saperda scalaris</i> (L.)															1	2								
<i>Xyleborus dispar</i> F.															6	1								

CUADRO 38

MUESTRA N.º 3. LOCALIDAD: ELIZONDO. PROVINCIA: NAVARRA. FECHA DE CORTA: 18-IV-85.
FECHA DE EXTRACCION DEL MONTE: 9-V-85

Especies	Años												Años											
	1985												1986											
Meses	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
<i>Saperda scalaris</i> (L.)															2	2	1							
<i>Xyleborus dispar</i> F.															1	29	12							

CUADRO 39

MUESTRA N.º 4. LOCALIDAD: ELIZONDO. PROVINCIA: NAVARRA. FECHA DE CORTA: 9-V-85.
FECHA DE EXTRACCION DEL MONTE: 4-VI-86

Especies	Años												Años											
	1985												1986											
Meses	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
<i>Saperda scalaris</i> (L.)															1	6	1							
<i>Xyleborus dispar</i> F.															3	40	7							
<i>Xiphydria came-</i> <i>lus</i> L.																	1							

CUADRO 40

MUESTRA N.º 5. LOCALIDAD: ELIZONDO. PROVINCIA: NAVARRA. FECHA DE CORTA: 4-VI-85.
FECHA DE EXTRACCION DEL MONTE: 23-VI-85

Especies	Años												Años											
	1985												1986											
Meses	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
						-	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	
<i>Saperda scalaris</i> (L.)																							1	
<i>Xyleborus dispar</i> F.																							16 22	
<i>Xyphydria camelus</i> L.																							1 3 4	

CUADRO 41

MUESTRA N.º 6. LOCALIDAD: ELIZONDO. PROVINCIA: NAVARRA. FECHA DE CORTA: 23-VI-85.
FECHA DE EXTRACCION DEL MONTE: 23-VII-85

Especies	Años												Años											
	1985												1986											
Meses	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
							-	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	
<i>Xyphydria camelus</i> L.																							1 1	

CUADRO 42

MUESTRA N.º 7. LOCALIDAD: EL ALAMIN. PROVINCIA: TOLEDO. FECHA DE CORTA: 11-VI-85.
FECHA DE EXTRACCIÓN DEL MONTE: 4-VII-85

Especies	Años												Años											
	1985												1986											
Meses	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
							-	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	△	
<i>Xyphydria camelus</i> L.																							2 1	

RELACION DE AUTORES DE LAS FOTOGRAFIAS

JUAN PEDRO ALVAREZ MARTÍN.—Figuras: 17, 19, 20, 22, 23, 83, 87, 93, 96, 104, 108, 111, 113, 114, 121, 124, 126, 127, 129, 132, 133, 137, 138, 144, 145, 152, 156, 160, 164, 166, 212.

JOSÉ MARÍA COBOS SUÁREZ.—Figuras: 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 18, 21, 29, 30, 32, 35, 36, 37, 38, 41, 42, 43, 45, 47, 48, 49, 52, 53, 54, 55, 56, 66, 67, 69, 70, 71, 72, 79, 88, 89, 90, 91, 103, 106, 110, 112, 115, 116, 117, 119, 122, 131, 135, 140, 142, 143, 146, 147, 148, 149, 150, 151, 153, 154, 155, 158, 162, 170, 172, 174, 175, 177, 179, 180, 181, 182,

183, 186, 191, 193, 194, 198, 199, 201, 202, 203, 204, 207, 209.

PEDRO DEL ESTAL PADILLO.—Figura: 31.

CARLOS GÓMEZ DE AIZPURÚA.—Figuras: 46, 57, 60, 61, 62, 65, 74, 75, 76, 77, 78, 80, 81, 84, 85, 95, 97, 98, 99, 100, 101, 102, 105, 107, 109, 118, 123, 125, 128, 130, 134, 136, 139, 141, 157, 159, 161, 165, 167, 173, 178, 189, 190, 196, 197, 200, 206, 208.

ENRIQUE MARTÍN BERNAL.—Figuras: 58, 63, 187.

FRANCISCO SÁNCHEZ HERRERA.—Figuras: 40, 185, 213, 214.

RELACION DE AUTORES DE LOS DIBUJOS

JOSÉ MARÍA COBOS SUÁREZ.—Figuras: 1, 2, 3, 25, 26, 27, 59, 64, 68, 82, 86, 92, 94, 184, 210.

F. N. PIERCE.—Figuras: 120, 163, 168.

ANDRÉS PASAMÓN BLÁNQUEZ.—Figuras: 24, 28, 33, 34, 39, 44, 50, 51, 169, 171, 176, 188, 192, 195, 205, 211, 215.

ANTONIO VIVES MORENO.—Figura: 73.

A mi querido amigo y compañero,
Juan Ignacio, con todo mi afecto.

10-III-89.

A handwritten signature in black ink, featuring a large, stylized initial 'A' that loops around the rest of the name. The signature is written over a horizontal line.

MINISTERIO DE AGRICULTURA, PESCA Y ALIMENTACION
DIRECCION GENERAL DE LA PRODUCCION AGRARIA
SUBDIRECCION GENERAL DE SANIDAD VEGETAL

**CONTRIBUCION AL CONOCIMIENTO DE LA
FAUNA DE ARTROPODOS PARASITOS
DEL ALISO
[*Alnus glutinosa* (L.) GAERTNER] Y SU CONTROL**

EDITA



MINISTERIO DE AGRICULTURA PESCA Y ALIMENTACION
SECRETARIA GENERAL TECNICA

Centro de Publicaciones
Paseo Infanta Isabel, 1 - 28014 MADRID

N.I.P.O.: 251-88-108-1 - I.S.S.N.: 0213-6910 - Dep. leg.: M. 4.848-1989
Neografis, S. L. - Santiago Estévez, 8 - 28019-Madrid