

Anisandrus dispar (Fabricius). (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae), una nuova emergenza per il castagno ibrido in Calabria.

†Perrone Marisa, † Scalzo Vincenzina, *Manti Francesco, *Castiglione Elvira, *Bonsignore Carmelo Peter

†Servizio Fitosanitario, Dipartimento Agricoltura - Regione Calabria - ARSAC

*Dipartimento PAU – Laboratorio di Entomologia ed Ecologia applicata -Università degli studi “Mediterranea” - Reggio Calabria

Riassunto

È segnalata in Calabria la presenza su ibridi di Castagno (*Castanea sativa***Castanea crenata* var. Bouche de Betizac) del coleottero *Anisandrus dispar* (Fabricius). Si tratta di una specie polifaga e polivoltina, dotata di un'ampia distribuzione geografica e nota da tempo per l'Italia, dove ha fino ad oggi costituito un problema fitosanitario nel centro Italia limitatamente al nocciolo e segnalato sporadicamente sul castagno in Piemonte. La presenza massiccia di *A. dispar* su alcuni impianti di castagno ibrido è in grado di determinare una notevole mortalità delle piante e in un caso esaminato ha superato il 90 % di mortalità delle piante dell'intero frutteto. La presenza degli adulti negli impianti calabresi è rilevata a partire da marzo fino a luglio. Gli attacchi alle piante inizialmente sono di difficile individuazione, ma nel giro di pochi anni il fitofago è in grado di diffondersi nell'intero castagneto, determinando una moria diffusa sull'intero impianto. I castagneti ibridi che hanno manifestato l'attacco dell'anisandro sono in aree castanicole ad altimetrie maggiori di 700 mt sul livello del mare nella provincia di Reggio Calabria e Catanzaro (S. Eufemia d'Aspromonte e Cicala). La segnalazione amplia il quadro dei fitofagi infeudati nel castagno in Italia e pone la necessità di fare il punto sul problema. A tale scopo, sono richiamati i principali aspetti della morfologia, della bio-ecologia e della lotta all'insetto.

Parole chiave: Ambrosia, Castanea, Coleoptera, fitofago, Xyleborini.

Introduzione

Anisandrus dispar è un coleottero Scolytinae nocivo a piante arboree coltivate ed ornamentali. Polifago, attacca sia le angiosperme che le conifere (Wood e Bright 1992; Beaver *et al.* 2014). In Italia la specie è stata riportata per i danni arrecati al pesco, al nocciolo e su pero (Solinas 1966; Speranza *et al.* 2009; Tanasković *et al.* 2016), ma l'azione nefasta è nota anche nelle altre aree di coltivazione del nocciolo, come la Turchia, dove questa specie in alcuni casi è considerata un'emergenza (Saruhan & Akyol, 2013; Kushiyevev *et al.* 2022).

Nella scorsa primavera, è stata accertata una grave infestazione del coleottero in due aree castanicole ubicate in agro di Sant'Eufemia d'Aspromonte (RC) e Cicala (CZ). Il rinvenimento amplia il quadro dei fitofagi infeudati al castagno e in particolare nel castagno ibrido (*Castanea sativa***Castanea crenata*, cv *Bouchè de Betizac*) in Italia, dove, contrariamente a quanto avviene in altre realtà produttive dell'ibrido come la Francia, Spagna, etc., il caso è segnalato per la prima volta. L'evenienza ha suggerito di fare il punto del problema e a tal fine vengono presentati i fondamentali elementi che consentono di riconoscere la specie, di monitorare le sue popolazioni in campo e i mezzi di lotta utilizzabili.

Descrizione

Gli adulti dell'anisandro sono abbastanza caratteristici con uno spiccato dimorfismo sessuale (Figura 1). La femmina ha l'aspetto di un parallelepipedo, è lunga mediamente 3,4 mm circa; ha il pronoto bruno- pece, lungo circa quanto largo, fortemente convesso, anteriormente arrotondato ed ivi provvisto di numerose piccole creste laminari dirette in alto e all'indietro, disposte indicativamente a raggiera, a partire dall'esterno. Il maschio presenta lo stesso colore della femmina, è lungo 1.5 mm circa, ha il pronoto cordiforme, schiacciato ed inclinato all'innanzi e ornato di piccole carene poco rilevate; le elitre sono lunghe circa come il pronoto ed hanno la scultura simile a quella della femmina, ma con la peluria più lunga e grigiastra ai lati e mancante o quasi sul dorso; le ali membranacee sono assenti; le zampe relativamente più lunghe che nella femmina. Le larve sono subcilindriche e alquanto allungate, apode, biancastre, col capo bruno chiaro e relativamente piccolo, col torace un po' ingrossato e l'addome gradualmente attenuato

posteriormente; le pupe (anoiche) hanno un colore biancastro e mostrano già il dimorfismo sessuale degli adulti (Figura 2).

Distribuzione geografica e ospiti

Anisandrus dispar ha diffusione paleartica, ampiamente presente in Europa, nell' America del Nord, in Asia Minore, in Medio Oriente, in Siberia e perfino nell'America Meridionale (Rabaglia *et al.* 2006, 2019; Gomez *et al.*, 2018; Smith *et al.* 2020). Sebbene non frequenti nell'ultimo secolo, le incursioni con manifestazioni di danni notevoli hanno riguardato diverse colture come nel pesco in Francia (Balachowsky A. & Mesnil L., 1935) e in Italia nel secondo decennio del secolo scorso (Della Beffa, 1949; Solinas M. 1966). A partire dagli anni '80, il suo areale di distribuzione si è gradualmente espanso, probabilmente a causa dell'importazione di piante forestali e ornamentali infestate, interessando nell'arco di qualche decennio diversi paesi.

La specie è polifaga e attacca differenti piante forestali, ornamentali e da frutto, in genere essenze a foglia larga (querce, faggi, betulle, ontani, tigli, salici, frassini, platani, aceri, robinie, sambuco, etc.) e i fruttiferi (melo, pero, pesco, albicocco, ciliegio, susino, noce, castagno, nocciolo, ribes e vite). In Italia e in Turchia, in particolar modo evidenti sono le morie di nocciolo associate alla specie (Bucini *et al.* 2005; Speranza *et al.* 2009; Tuncer *et al.* 2017). Fra le essenze forestali preferisce particolarmente le querce; fra le piante da frutto è nocivo soprattutto al melo, al pesco e all'albicocco.

Cenni di bio-ecologia e danni

La specie può arrecare notevoli danni e, in relazione all'età della pianta e del grado di entità dell'attacco, il fitofago è in grado di determinare la morte del castagno ibrido nel volgere di due o tre anni. I meccanismi che portano l'anisandro a localizzare e colonizzare con successo un albero non sono ben chiari, ma diversi studi evidenziano il ruolo chiave svolto dall'etanolo (Ranger *et al.* 2013, 2018; Reding *et al.* 2017). Questo composto volatile in genere viene rilasciato dagli alberi in risposta a fattori di stress abiotici e biotici (Kelsey, 2001), compresi i patogeni delle piante (Kelsey & Joseph, 1997; Rassatti *et al.* 2020). Oltre alla selezione dell'ospite, l'etanolo influenza la colonizzazione dell'anisandro promuovendo la crescita dei loro funghi simbiotici nutritivi. Sulla base di studi anche su altri *Anisandrus* spp. (Mayers *et al.* 2015), si è evidenziato come questi coleotteri siano in grado di coltivare i funghi del genere *Ambrosiella* sp (Microascales: Ceratocystidaceae), come *A. hartigii* (van de Peppel, *et al.* 2018), lungo le pareti dei tunnel scavati di cui larve e adulti attivamente si alimentano (Harrington *et al.* 2005). Come per le altre specie del gruppo, il trasporto dei loro simbionti sui nuovi alberi è relegato ai micangi, strutture anatomiche adattate al trasporto di funghi simbiotici. La specie è in grado anche di inoculare funghi secondari dannosi, come *Fusarium* spp. e batteri (Kessler 1974; Hall *et al.* 1984).

Non è noto per questa specie e per l'area di studio il numero di generazioni dell'anisandro, ma lo svernamento sembra che avvenga allo stadio di adulti neoformati. Questi ultimi vivono riparati all'interno delle stesse gallerie larvali e, una volta emersi, in svariati ricoveri spostandosi in prossimità degli ospiti per scavare delle gallerie. La femmina depone le uova, singole o a gruppi, sulla galleria formata. Le larve si nutrono all'interno dello xilema producendo gallerie verticali o anche laterali con fori di apertura di circa 2mm. Su "Bouche de Betizac" le larve sono presenti su rami o branche di diverse sezioni, ma non su rametti con diametri inferiori a 1.5 cm. I danni a carico della pianta si notano facilmente a seguito della colonizzazione dei funghi trasportati dall'adulto, anche saprofiti, che invadono i tessuti del legno e consistono in un netto deperimento della pianta. Quest'ultima evidenzia una colorazione chiara delle foglie che interessa inizialmente i rami attaccati e successivamente si estende su tutta la chioma. Le piante infestate nell'anno successivo evidenziano un'emissione stentata dei germogli e, a seguito dell'incremento termico stagionale, vanno incontro a morte (Figura 3). Solitamente, è possibile osservare nel legno attaccato un'estesa presenza di attacco fungino (Figura 4) e stadi larvali di diverse età, adagiate sulle gallerie a volte insieme a crisalidi e adulti (Figura 2). La pupa, in genere, si forma nella parte più esterna dello xilema; spesso gli individui sono disposti uno di seguito l'altro (Figura 1).

Campionamento e monitoraggio delle popolazioni.

Indipendentemente dal mezzo usato, qualsiasi intervento pone l'esigenza del campionamento e del monitoraggio delle popolazioni dell'insetto in campo. La ricerca e il rinvenimento dei fori di penetrazione degli adulti nei rami o nel fusto principale della pianta sono difficoltosi e richiedono, oltre ad uno sforzo organizzativo non sempre economicamente accettabile, un'accurata specializzazione. Più facile risultano, invece, il campionamento con trappole e il monitoraggio visivo degli adulti nei momenti di entrata nel tessuto legnoso. In quest'ultimo caso, il metodo si basa su un'attenta ispezione delle piante nei primi mesi della primavera (marzo e aprile), ponendo particolare attenzione ai rami o alle branche con diametri maggiori di 2 cm. Nei mesi estivi l'osservazione delle piante che manifestano estese decolorazioni fogliari deve indurre ad un'ispezione più accurata della pianta.

Il monitoraggio degli adulti (femmine) si basa sull'uso di trappole con attrattivo a base di alcol etilico. Le trappole forniscono utili informazioni sulla dinamica dei voli delle femmine presenti in campo e, indirettamente, anche sulla presenza delle femmine ovideponenti, consentendo di relazionare i trattamenti con la presenza degli stadi larvali più suscettibili. Da un punto di vista operativo, è sufficiente esporre 3 trappole in un 1 Ha, contando le catture a cadenza settimanale e rinnovando l'attrattivo al momento di bisogno. Le trappole disponibili in commercio, utilizzabili anche per la cattura massale con almeno 10 trappole per ettaro, sono di diversa tipologia (funnel trap o cross trap) e si ritiene che quelle con alcol etilico assicurino un migliore risultato rispetto ad altre tipologie disponibili (Figura 5). Nuove soluzioni finalizzate ad identificare gli attacchi possono essere dei saggi molecolari basati su qPCR TaqMan™ in grado di rilevare la specie anche su diverse matrici e di determinare prontamente gli attacchi anche in assenza diretta degli adulti (Rizzo *et al.* 2023).

Lotta

La lotta si articola in interventi di tipo preventivo e curativo. Questi ultimi richiedono il campionamento e il monitoraggio delle popolazioni dell'insetto in campo. La prevenzione impone una scrupolosa ispezione delle piantine prima della loro messa a dimora, al fine di intercettare l'eventuale presenza di stadi biologici del coleottero e di adottare le necessarie misure di lotta. Quest'ultimo suggerimento trova un maggiore consenso nella coltivazione di piante ornamentali e un po' meno in castanicoltura, dove l'individuazione dei fori di penetrazione o di emersione è abbastanza laboriosa e necessita notevole attenzione. Risultati in altre aree di indagine hanno evidenziato che l'esposizione di più trappole a partire da febbraio fino a metà marzo permette di svolgere anche una cattura massale. Dalle prime osservazioni, nei siti di indagine, si è evidenziato come le catture nelle trappole e la penetrazione attiva degli esemplari procedeva anche nei mesi di maggio e giugno. A secondo della fase fenologica e del periodo colturale, è possibile articolare gli strumenti decisionali con differenti livelli di attacco. Infatti, a partire da marzo, si può suggerire un intervento fitoiatrico a pianta ancora non germogliata, ma con i primi casi di presenza di rosura nei rami principali. Tra i mezzi chimici è possibile utilizzare, con le opportune preoccupazioni, diverse sostanze ad oggi ammesse per il castagno (Azadiractina, Chlorantraniliprole, Deltametrina, Emamectina benzoato, Etofenprox, Lambda-cialotrina, Spinosad), tenendo conto dell'eventuale impiego di organismi utili e/o dei pronubi presenti nel periodo. Gli interventi curativi, invece, risultano molto complessi per l'habitus delle larve che raggiungono lo xilema e, sebbene ad oggi non molto numerose sono le indicazioni di lotta, ci si affida all'uso di mezzi biologici della strategia di difesa adottata.

La lotta biologica va opportunamente programmata per tempo e richiede anche un attento monitoraggio delle popolazioni del fitofago. Tra gli antagonisti naturali, sono disponibili i nematodi entomopatogeni *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar e *Steinernema feltiae* Filipjev o anche funghi entomopatogeni come *Isaria fumosorosea* e *Beauveria bassiana* che potrebbero svolgere un ruolo di controllo (Kushiyev *et al* 2018; Kushiyev *et al* 2022). I microrganismi devono essere opportunamente distribuiti nelle parti legnose esposte, ponendo attenzione all'influenza dei fattori climatici che potrebbero esercitare sulla loro azione di contenimento. Ad oggi, non è nota l'azione dei parassitoidi per *A. dispar*.

Conclusioni

La segnalazione di *A. dispar* non intende in alcun caso allarmare il mondo della castanicoltura. Essa nutre semplicemente lo scopo di evidenziare che una problematica già nota per altre specie forestali in Italia e per i danni in alcune regioni del Nord, interessa oggi l'ibrido Bouchet de Betizac, confermando quindi il ruolo fondamentale di questo gruppo di coleotteri in grado di condizionare la vitalità delle piante. Analisi e ricerche specifiche si rendono necessarie per comprendere meglio la spiccata e funesta azione del coleottero e cosa rende particolarmente vantaggioso lo sviluppo della specie nell'ibrido di castagno. Dalle prime osservazioni, si rileva che l'azione del coleottero si è manifestata in impianti di castagno presenti al di sopra dei 700 metri sul livello del mare e questo potrebbe far ipotizzare che l'ibrido di castagno potrebbe essere sottoposto al di sopra oltre queste altimetrie a maggiori stress termici e idrici che favoriscono la specie fitofaga direttamente o indirettamente. Il piano di monitoraggio adottato in questi siti permetterà anche di individuare altre specie non native come *A. maiche* già ampiamente diffuso in Lombardia e Veneto (Ruzzier *et al.* 2022) In questo senso, le notizie succintamente fornite possono aiutare ad affrontare correttamente il problema in una coltura come l'ibrido di castagno dove le strategie di lotta e l'uso degli agrofarmaci possono implicare risvolti eco-tossicologici e commerciali non indifferenti.



Figura 1.- Femmina e maschio di *Anisandrus dispar* (in alto), adulti neoformati di colorazione più chiara nel legno (in basso). Foto ©LEEA, anno 2023.



Figura 2 – Larva matura singola e larve in gallerie (in alto), crisalidi di *Anisandrus dispar* (in basso). Foto ©LEEA, anno 2023.



Figura 3 – Giovani piante di castagno ibrido “Bouche de Betizac” morte e con evidenti attacchi da *Anisandrus dispar*. Particolare del foro di penetrazione della femmina con presenza di rosura chiara nella prima fase di penetrazione. Foto ©LEEA, anno 2023.



Figura 4 Sezioni di branche e rami con gallerie di *Anisandrus dispar*. Foto ©LEEA, anno 2023.



Figura 5. Diverse tipologie di trappole utilizzate per il campionamento nel sito di S. Eufemia d'Aspromonte di *Anisandrus dispar*. Foto ©LEEA, anno 2023.

Bibliografia

- Balachowsky, A., Mesnil, L. (1935). Les insectes nuisibles aux plantes cultivées - Vol. 1• - Paris.
- Beaver, R.A., Sittichaya, W., Liu, L.Y. (2014). A synopsis of the scolytine ambrosia beetles of Thailand (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae). *Zootaxa* 3875, 1 - 82, DOI: <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3875.1.1>
- Bucini, D., Balestra, G.M., Pucci, C., Paparatti, B. (2005). Bio-ethology of *Anisandrus dispar* F. and its possible involvement in dieback (Moria) diseases of hazelnut (*Corylus avellana* L.) plants in Central Italy. *Acta Horticulturae* 686, 435-444. - doi: 10.17660/ActaHortic.2005.686.60
- Speranza, S., Bucini, D., Paparatti, B. (2009). New observation on biology of European Shot-Hole Borer (*Xyleborus dispar* (F.)) on hazel in Northern Latium (Central Italy). *Acta Horticulturae* 845, 539-542. - doi: 10.17660/ActaHortic.2009.845.84
- Della Beffa G., 1949. - Gli Insetti dannosi all'Agricoltura e i moderni metodi e mezzi di lotta - Hoepli – Milano
- Gomez, D.F., Rabaglia, R.J., Fairbanks, K.E.O., Hulcr, J. (2018). North American Xyleborini north of Mexico: a review and key to genera and species (Coleoptera, Curculionidae, Scolytinae). *ZooKeys* 768, 19–68.
- Hall, F.; Ellis, M.; Ferree, D. (1982). Influence of fire blight and ambrosia beetle on several apple cultivars on m9 and m9 interstems. *Ohio State Univ. Res. Circ.*, 272, 20–24.
- Harrington, T.C. (2005). Ecology and evolution of mycophagous bark beetles and their fungal partners. In: *Insect-fungal associations: ecology and evolution*. Edited by F.E. Vega and M. Blackwell. Oxford University Press. Pp. 247–291.
- Kelsey, R.G. (2001). Chemical indicators of stress in trees: their ecological significance and implication for forestry in eastern Oregon and Washington. *Northwest Science*, 75, 70–76
- Kelsey, R.G., Joseph, G. (1997). Ambrosia beetle host selection among logs of Douglas fir, western hemlock, and western red cedar with different ethanol and α -pinene concentrations. *Journal of Chemical Ecology*, 23, 1035–1051.
- Kessler, K.J., Jr. (1974) An apparent symbiosis between *Fusarium* fungi and ambrosia beetles causes canker on black walnut stems. *Plant Disease Report*, 58, 1044–1047.
- Kushiyevev, R., Tuncer, C., Erper, I. *et al.* (2018). Efficacy of native entomopathogenic fungus, *Isaria fumosorosea*, against bark and ambrosia beetles, *Anisandrus dispar* Fabricius and *Xylosandrus germanus* Blandford (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae). *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 28, 55 (2018). - <https://doi.org/10.1186/s41938-018-0062-z>
- Kushiyevev, R.; Tunçer, C.; Özdemir, İ.O.; Erper, İ.; Kalendar, R.; Alkan, M.; Özer, G. (2022). Molecular Characterization of Native Entomopathogenic Fungi from Ambrosia Beetles in Hazelnut Orchards of Turkey and Evaluation of Their In Vitro Efficacy. *Insects*, 13, 824. - <https://doi.org/10.3390/insects13090824>

- Rabaglia RJ, Dole SA, Cognato AI (2006). Review of American Xyleborina (Coleoptera: Curculionidae: Scolyinae) occurring North of Mexico, with an illustrated key. *Annals of the Entomological Society of America* 99 (6): 1034-1056. - doi: 10.1603/0013-8746(2006)99[1034:ROAXCC] 2.0.CO;2
- Rabaglia, R.J., Cognato, A.I., Hoebeke, E.R., Johnson, C.W., Labonte, J.R., Carter, M.E., Vlack, J.J. (2019). Early detection and rapid response: a 10-year summary of the USDA Forest Service program of surveillance for non-native bark and Ambrosia beetles. *American Entomologist* 65, 29–42
- Ranger, C.M., Reding, M.E., Schultz, P.B., Oliver, J.B. (2013). Influence of flood-stress on ambrosia beetle host selection and implications for their management in a changing climate. *Agricultural and Forest Entomology*, 15, 56–64.
- Ranger, C.M., Tobin, P.C., Reding, M.E. (2015). Ubiquitous volatile compound facilitates efficient host location by a non-native ambrosia beetle. *Biological Invasions*, 17, 675–686.
- Rassati, D.; Contarini, M.; Ranger, C.M.; Cavaletto, G.; Rossini, L.; Speranza, S.; Faccoli, M.; Marini, L. (2020). Fungal pathogen and ethanol affect host selection and colonization success in ambrosia beetles. *Agricultural Forest Entomology*, 22, 1–9.
- Reding, M.E., Ranger, C.M., Oliver, J.B., Schultz, P.B., Youssef, N.N., Bray, A.M. (2017). Ethanol-injection induces attacks by ambrosia beetles (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae) on a variety of tree species. *Agricultural and Forest Entomology*, 19, 34–41.
- Rizzo, D, D'Agostino A, Stabile I, Ranaldi C, Marrucci A, Zubieta CG, Da Lio D, Bartolini L, Pennacchio F, Rossi E, Garonna AP (2023). Identification of the ambrosia beetle *Anisandrus dispar* (Fabricius) (Coleoptera Curculionidae Scolytinae) using TaqMan probe assay on biological samples. *iForest* 16, 182–187. – doi: 10.3832/ifor4287-016 [online 2023-06-30]
- Ruzzier, E., Bani, L., Cavaletto. G., Faccoli, M., Rassati, D. (2022). *Anisandrus maiche* Kurentzov (Curculionidae: Scolytinae), an Asian species recently introduced and now widely established in Northern Italy. *BioInvasions Records* 11 (3): 652- 658. - doi: 10.3391/bir.2022.11.3.07
- Saruhan I., Akyol H. (2013). Monitoring population density and fluctuations of *Xyleborus dispar* and *Xyleborinus saxesenii* (Coleoptera: Scolytidae) with red winged sticky traps in hazelnut orchards. *African Journal of Agricultural Research*, 8(19), 2189-2194, – doi 10.5897/AJAR11.1317
- Smith, S.M., Beaver, R.A., Cognato, A.I. (2020). A monograph of the xyleborini (Coleoptera, Curculionidae, Scolytinae) of the Indochinese Peninsula (except Malaysia) and China. *ZooKeys* 983, 1
- Speranza, S., Bucini, D., Paparatti, B. (2009). New observation on biology of European shot-hole borer [*Xyleborus dispar* (F.)] on hazel in northern Latium (Central Italy). *Acta Horticulturae* 845, 539–542, DOI: <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2009.845.84>
- Solinas M. (1966). L'*Anisandrus* (*Xyleborus*) *dispar* L. (Coleoptera, Scolytidae) sul pesco nel Piacentino. *Entomologica: Annali di Entomologia Generale ed Applicata pubblicati dall' Istituto di Entomologia Agraria della Università di Bari*, 2, 121–132

van de Peppel, L.J.J., Aanen, D.K., Biedermann, P.H.W. (2018). Low intraspecific genetic diversity indicates asexuality and vertical transmission in the fungal cultivars of ambrosia beetles, *Fungal Ecology*, 32: 57-64, <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2017.11.010>

Tanasković S, Marjanović M, Gvozdenac S, Popović N, Drašković G (2016). Sudden occurrence and harmfulness of *Xyleborus dispar* (Fabricius) on pear. *Contemporary Agriculture* 65 (3-4): 57- 62. - doi: 10.1515/contagri-2016-0019

Tuncer, C.; Knizek, M.; Hulcr, J. (2017). Scolytinae in hazelnut orchards of turkey: Clarification of species and identification key (Coleoptera, curculionidae). *ZooKeys*, 710, 65

Wood, SL, Bright, DE, 1992. A catalog of Scolytidae and Platypodidae (Coleoptera), Part 2: Taxonomic index. *The Great Basin Naturalist Memoirs* 13: 1–1553.