

# *Servizio fitosanitario nazionale*

## DOCUMENTI TECNICI UFFICIALI

Documento n. 73

### SCHEDA TECNICA SULL'ORGANISMO NOCIVO: *Xylosandrus compactus*

REV.	DESCRIZIONE REVISIONE	COMPILAZIONE	APPROVAZIONE	DATA DI ADOZIONE	FIRMA
0	Revisione 0	INRPP	CFN 08-09/04/2025	23/102025	

## Sommario

1. INTRODUZIONE .....	3
2. INQUADRAMENTO TASSONOMICO .....	3
3. DESCRIZIONE MORFOLOGICA.....	3
4. DISTRIBUZIONE .....	4
5. BIOLOGIA .....	5
6. PIANTE OSPITI .....	6
7. CAPACITÀ DI DIFFUSIONE.....	7
8. ECOLOGIA .....	7
9. SINTOMATOLOGIA .....	8
10. MONITORAGGIO .....	8
11. DANNOSITÀ .....	9
12. CONTROLLO .....	10
13. LISTE DI ALLERTA FITOSANITARIA .....	12
14. RISCHIO FITOSANITARIO .....	12
15. CRITICITÀ.....	12
16. CONCLUSIONI.....	13
17. BIBLIOGRAFIA.....	13

## 1. Introduzione

Da alcuni anni un fitofago esotico largamente polifago, originario dell'estremo oriente asiatico si sta rapidamente diffondendo in molte regioni italiane nonché in molte aree del mondo, causando localmente danni rilevanti a carico di varie specie legnose arboree e arbustive sia in contesti urbani dove vengono utilizzate per scopi ornamentali, sia nel settore del vivaismo forestale, sia in piantagioni legnose da reddito e in formazioni forestali naturali. Si tratta dello scolitide lignicolo xilomicetofago *Xylosandrus compactus* (Eichhoff), specie appartenente all'importante sottofamiglia dei coleotteri scolitidi, inclusa nell'enorme famiglia dei Curculionidi (Coleoptera: Curculionidae, Scolytinae).

Al fine di tutelare le numerose specie legnose più comunemente attaccate risulta necessario chiarire lo *status* delle popolazioni dell'insetto nocivo e indagare sugli eventuali aspetti bioecologici e sui fattori ambientali che possono favorire le proliferazioni e tutti gli aspetti utili per poter definire le opportune misure fitosanitarie.

*Il presente DTU è stato redatto a cura di: Fabrizio Pennacchio, Francesco Binazzi, Paolo Toccafondi, Carlo Cesaroni e Barbara Tiranti.*

## 2. Inquadramento tassonomico

*Xylosandrus compactus* (Eichhoff, 1875)

Classe: Insecta

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Curculionidae

Sottofamiglia: Scolytinae

Genere: *Xylosandrus*

Specie: *compactus*

Sinonimi: *Xyleborus compactus* Eichhoff, 1875

*Xyleborus morstatti* Hagedorn, 1912

La specie *Xylosandrus compactus* è stata descritta da Eichhoff nel 1875 come *Xyleborus compactus*.

## 3. Descrizione morfologica

Insetto a metamorfosi completa (olometabolo) che si sviluppa attraverso gli stadi di uovo, larva (di diverse età), pupa e adulto.

### Adulto

Le femmine hanno corpo tozzo, cilindrico, lungo 1,4 - 1,8 mm e largo 0,7-0,8 mm, 2,1 volte più lunga che larga. Le femmine neofarmate sono di colore marrone chiaro che diventa marrone scuro o nero lucido dopo 3-4 giorni dallo sfarfallamento. Le antenne presentano il funicolo composto da 5 articoli e la clava troncata obliquamente come in molte specie di xyleborini. Il margine anteriore del pronoto è munito di 6-10 (comunemente 6-8) dentelli piuttosto evidenti. Le elitre sono lunghe 1,2 volte la larghezza con declività elitrale caratterizzata da un profilo

regolarmente arcuato; strie non impresse, munite di brevi ma distinte setole, disposte in file regolari; punteggiatura minuta, distinta, piuttosto superficiale; interstrie lisce, lucide, larghe quattro volte le strie, con file di setole nettamente più lunghe, punteggiatura minuta, uniseriata, con superficie per nulla granulata. Margine posterolaterale acutamente elevato dall'apice all'interstria 7. La presenza delle setole sulle strie è un carattere utile per distinguere questa specie dal congenere *X. germanus* (Blandford) che ne è privo.

Il maschio è raro, attero e aploide, molto più piccolo della femmina (0.9-1.3 mm), dapprima di colore marrone chiaro tendente al marrone rossastro dopo 3-4 giorni dallo sfarfallamento.

#### Uovo

Le uova sono ovali, bianche e traslucide e con superficie liscia. Periodo di incubazione di 3-5 giorni.

#### Larva

Le larve hanno la tipica forma a "C" degli scolitidi, color bianco-crema, prive di zampe, glabre, con capsula cefalica bruna, lunghe 2,5 mm a maturità.

#### Pupa

Le pupe, di lunghezza simile agli adulti, sono exarate e con corpo bianco crema appena formate.

### **4. Distribuzione**

La specie è originaria dell'Asia tropicale orientale, ma oggi risulta introdotta in molte aree del mondo, nelle regioni intertropicali di Africa e Asia, in Nord America (Stati Uniti meridionali) e Sud America, Oceania e Nuova Zelanda, nelle Hawaii e isole del Pacifico con il commercio internazionale e intercontinentale di piante e legname tropicale (Rabaglia *et al.* 2006). E' diffuso in Africa, Oceania, Nord e Sud America (Wood, 1992). In Europa è stato segnalato in Italia e Francia meridionale (vedi distribuzione EPPO per eventuali approfondimenti).

Il fitofago è stato segnalato per la prima volta in Europa nel 2011, in due parchi urbani della Campania, a Portici e Napoli, probabilmente arrivato tramite commercio internazionale di materiale vivaistico. Gli individui sono stati rinvenuti su piante di *Laurus nobilis*, *Quercus ilex*, *Celtis australis*, *Fraxinus ornus*, *Castanea sativa*, *Cercis siliquastrum*, *Morus alba* e *Viburnum tinus* (Garonna *et al.* 2012).

Da allora in pochissimi anni si è diffuso lungo il litorale tirrenico in Toscana (2012), su piante di *Laurus nobilis* nel Comune di Pietrasanta (Lucca) (Pennacchio *et al.* 2012), in Liguria (2012) nel Lazio (2016), nel Parco Nazionale del Circeo dove si sono verificati fenomeni di declino e avvizzimento di piante caratteristiche della macchia mediterranea (Vannini *et al.* 2017), e in Sicilia (2016), dove sono stati osservati diffusi disseccamenti e la presenza del fitofago su *Ceratonia siliqua* L. (carrubo) e *Laurus nobilis* in provincia di Ragusa (Sicilia) e a Taormina (ME) (Longo, Tropea Garzia, 2016). *Xylosandrus compactus* ha raggiunto inoltre l'entroterra settentrionale (2015 in Lombardia), e infine il litorale adriatico, in Emilia Romagna (2018), in Veneto (2019), in Marche e Abruzzo (2021) (Vitale *et al.*, 2022). Nel 2015 dalla Liguria ha raggiunto la Francia (Costa Azzurra - Chapin *et al.*, 2016) e nel 2019 è stato rinvenuto in

Spagna (Maiorca, isole Baleari) su una pianta di carrubo prontamente trattata per tentare di eradicare lo scolitide (Leza *et al.* 2020, EPPO 2020). Nel luglio del 2019 *X. compactus* è stato trovato anche nella Grecia meridionale a carico di carrubo, alloro, olivo, albero di giuda e arbusti appartenenti al genere *Rhamnus* (Spanou *et al.*, 2019), divenendo così un problema fitosanitario rilevante a livello europeo. Nel 2023 è stato intercettato in Turchia su *Lonicera pileata var. yunnanensis*, *Crataegus monogyna*, *Fagus sylvatica f. pendula* e *Laurus nobilis* (Hızal *et al.*, 2023).

## 5. Biologia

*Xylosandrus compactus* è uno scolitide lignicolo, xilomicetofago che si sviluppa in profondità nel legno, a differenza della maggior parte degli scolitidi europei e dei climi temperati e freddi che presentano un comportamento riproduttivo subcorticolo. *X. compactus* appartiene alla tribù Xyleborini ed è capace di attaccare sia piante sane sia soggetti in condizioni di stress (siccità, potatura o stress da trapianto). Solo le femmine sono in grado di volare e attaccare nuove piante, che vengono scelte fra i potenziali ospiti. La colonizzazione dell'ospite da parte della femmina avviene attraverso un piccolo foro d'ingresso circolare del diametro di 0.7-0.8 mm. Le porzioni di pianta più frequentemente colpite sono rametti sottili e rami giovani, generalmente di 1-3 anni di età con un diametro minimo di 4 mm, fino ad un massimo di 4-6 cm, con cortecce sottili, lisce e poco suberificate. L'attacco avviene di norma su arbusti e giovani piante o nella porzione periferica della chioma di piante mature e di grande sviluppo. Il foro d'ingresso viene scavato solitamente sul lato inferiore del ramo. La specie può tentare di penetrare anche fusti di maggiori dimensioni ma in tali situazioni il foro di colonizzazione viene spesso abbandonato. In Sicilia sono tuttavia riportati, benché estremamente insoliti, casi di infestazione anche su tronchi di carrubo di oltre 30 cm di diametro (Gugliuzzo *et al.*, 2019a), talvolta anche alla base delle piante. Una volta penetrata nei tessuti dell'ospite, la femmina procede con lo scavo della galleria di penetrazione, ortogonale alle fibre del legno che, sui rametti di piccolo diametro raggiunge il midollo centrale. A questo punto la galleria d'ingresso si allarga a formare una caratteristica camera di allevamento o "galleria materna" che ha un diametro di pochi mm e si sviluppa lungo l'asse del ramo per 1 – 3 centimetri. Il sistema riproduttivo di *X. compactus* è infatti di tipo "xilematico a camera" (Faccoli, 2015).

Come in tutte le specie xilomicetofaghe gli insetti stabiliscono intime simbiosi obbligate con funghi associati i cui propaguli vengono trasportati dall'insetto in speciali strutture dette micangi e vengono introdotti nella pianta ospite dalla femmina durante la fase di colonizzazione dei rametti. Il micelio fungino di cui si nutrono le larve e i giovani adulti, permette a questi di raggiungere il completo sviluppo e la maturità sessuale molto più rapidamente rispetto a quelle specie che si nutrono direttamente a spese dei tessuti legnosi dell'ospite, notoriamente meno ricchi di sostanze nutritive. Pertanto, in queste specie di scolitidi, le larve non scavano gallerie nel legno e non si cibano direttamente dei tessuti legnosi ma sfruttano il micelio dei funghi simbiotici che crescono sulle pareti interne della camera di allevamento (ANSES, 2017). Inoltre, questo regime alimentare particolare aumenta in modo notevole il numero delle specie ospiti utilizzabili dall'insetto, che ha solo bisogno di un ospite in cui possa svilupparsi efficacemente il micelio dei funghi simbiotici che, nella camera materna, trovano condizioni ideali di umidità e temperatura per la germinazione e lo sviluppo, producendo un feltro di

micelio bianco che servirà da alimento per le larve e per la successiva maturazione sessuale degli adulti neo-formati.

La strategia riproduttiva della specie, come in tutti gli Xyleborini, viene definita “poliginia consanguinea”, ed è una strategia che implica l'accoppiamento tra consanguinei: fratelli con sorelle o, più raramente, figli con madri. Si sviluppano maschi aploidi da uova non fecondate, per partenogenesi arrenotoca e femmine diploidi dalle uova fecondate (Entwistle 1964). Il rapporto maschi/femmine nelle popolazioni di campo è di 1:9.

L'ovideposizione avviene 4-7 giorni dopo lo scavo del foro d'ingresso e solo a condizione che la femmina abbia già inoculato il fungo simbionte nella galleria materna. Le uova vengono deposte in gruppo all'interno della galleria materna, da un minimo di 2 ad un massimo di 25 per femmina e schiudono dopo 3-5 giorni dalla deposizione. Le larve si sviluppano nella stessa galleria in modo gregario nutrendosi dei funghi simbiotici per circa 20-25 giorni. Lo sviluppo larvale si completa attraverso 3 età. Raggiunta la maturità, le larve affrontano la metamorfosi trasformandosi prima in pupe e poi in nuovi adulti. Le femmine adulte emergono dalla galleria 23-29 giorni dopo l'ingresso e l'abbandonano uscendo dallo stesso foro di ingresso dopo aver deposto le uova.

Gli adulti immaturi, chiari, hanno anch'essi un comportamento gregario e rimangono qualche giorno entro la camera di allevamento continuando a nutrirsi di funghi all'interno dell'ospite al fine di raggiungere la maturità sessuale. Dopo l'accoppiamento, i rari maschi presenti (Entwistle 1964), inabili al volo, muoiono di norma all'interno della galleria materna in cui si sono sviluppati. Le femmine abbandonano invece la galleria stessa attraverso il foro d'ingresso scavato dalla madre, contaminate con i propaguli del fungo simbionte e pronte a iniziare un nuovo ciclo riproduttivo talvolta sulla stessa pianta su cui si sono sviluppate, talvolta su un nuovo ospite.

L'intero ciclo di sviluppo di *X. Compactus*, da uovo ad adulto, nei nostri ambienti si completa in circa 4-6 settimane in relazione all'andamento climatico locale e stagionale e al diverso periodo dell'anno. Generalmente gli attacchi si osservano a partire da aprile, col raggiungimento di temperature medie di circa 18-20 °C, e si protraggono fino a fine settembre (Gugliuzzo *et al.* 2019b). Lo svernamento è affidato agli adulti della generazione tardo-estiva e avviene all'interno delle gallerie in cui gli insetti si sono sviluppati (Pennacchio *et al.* 2012, Gugliuzzo *et al.* 2019b, 2020). In condizioni climatiche favorevoli si hanno diverse generazioni nel corso dell'anno: in Italia settentrionale sono state osservate almeno tre generazioni (Faccoli, 2021), nelle regioni centro-meridionali può svolgerne quattro e in Sicilia ne sono state contate fino a cinque (Gugliuzzo *et al.* 2019b, 2020).

## 6. Piante ospiti

*X. compactus* è una specie largamente polifaga a spese di piante legnose, arboree e arbustive, principalmente latifoglie, sebbene con qualche segnalazione anche su conifere come riportato dal Servizio Fitosanitario della Regione Lazio e confermato da nostre osservazioni in parchi urbani della città di Roma, dove l'insetto è stato rinvenuto su cipresso comune (*Cupressus sempervirens* - Servizio Fitosanitario Regione Lazio 2014) ma sul quale completa raramente il suo ciclo riproduttivo dato che di solito abbandona i tessuti della pianta dopo un primo tentativo di penetrazione. La specie è capace di colonizzare almeno 220 specie ospiti

appartenenti a molti generi di interesse forestale, agrario e ornamentale inclusi in 62 diverse famiglie botaniche. I principali ospiti di importanza economica segnalati in letteratura sono coltivati della fascia intertropicale quali Caffè (*Coffea canephora*), Tè (*Camelia sinensis*), Cacao (*Theobroma cacao*), alberi da frutto tropicali e subtropicali come Macadamia (*Macadamia ternifolia*), Guanàbana (*Annona muricata*), Lici (*Litchi chinensis*), Mango (*Mangifera indica*) e Avocado (*Persea americana*) o specie da legno quali il Mogano (*Swietenia macrophylla*). Tra i molti altri ospiti segnalati nelle aree di nuova introduzione si ricordano, in ordine alfabetico e non di preferenza, i seguenti: *Myrica cerifera* (Albero della cera), *Hevea brasiliensis* (Albero del caucciù), *Melia azedarach* (Albero dei rosari), *Acacia* spp., *Balsa* (*Ochroma pyramidale*), *Betula* spp., *Buxus* spp., *Dendrobium* spp. (Orchidee bamboo), *Eucaliptus* spp., *Ficus* spp., *Hibiscus* spp., *Hydrangea* spp. (Ortensie), *Khaya* spp., *Leucaena* spp., *Malus* spp., *Ostrya* spp., *Persea borbonia*, *Phillyrea* spp., *Pinus* spp., *Pittosporum tobira*, *Pometia* spp., *Salix*, *Vitis* spp., ecc.

In Italia *X. compactus* è stato segnalato su molte specie arboree e arbustive fra cui, ancora in ordine alfabetico, si elencano le seguenti: *Acer* spp., *Alnus* spp., *Arbutus unedo*, *Azalea* spp., *Camelia* spp., *Castanea sativa*, *Celtis australis*, *Ceratonia siliqua*, *Cercis siliquastrum*, *Citrus aurantifolia*, *Citrus limonum*, *Cornus sanguinea*, *Corylus avellana*, *Evonymus* spp., *Fraxinus ornus*, *Gardenia* spp., *Laurus nobilis*, *Liquidambar styraciflua*, *Liriodendron tulipifera*, *Magnolia* spp., *Morus alba*, *Olea europea*, *Phillyrea* spp., *Pistacia lentiscus*, *Pittosporum* spp., *Platanus* spp., *Prunus laurocerasus*, *Punica granatum*, *Quercus ilex*, *Quercus robur*, *Rhododendron* spp., *Ruscus aculeatus*, *Tilia* spp., *Ulmus* spp., *Viburnum tinus* (Garonna *et al.* 2012; Pennacchio *et al.*, 2012, Servizio Fitosanitario Regione Lazio 2014; Vannini *et al.* 2017).

## 7. Capacità di diffusione

*Xylosandrus compactus* è una specie nella quale solo le femmine adulte sono abili al volo ma non si hanno informazioni a riguardo della capacità autonoma di spostamento sulle lunghe distanze. Inoltre, la larga polifagia e la capacità di colonizzare anche piante ospiti in buone condizioni vegetative non impongono alla specie la necessità di lunghi spostamenti alla ricerca di piante idonee alla colonizzazione come può accadere per molti scolitidi monofagi o strettamente oligofagi che necessitano di piante ospiti in condizioni di più o meno evidente sofferenza. Non ci sono elementi rilevanti per ritenere che gli adulti di *X. compactus* possano essere diffuse mediante trasporto passivo tramite il traffico veicolare o altri mezzi di trasporto. Gli stadi dell'insetto confinati nelle parti di pianta colonizzate che talvolta non mostrano sintomi evidenti di sofferenza, come quando le gallerie materne vengono scavate in rametti di diametro superiore ai 7-8 mm, rappresentano il maggior pericolo per una diffusione passiva dell'insetto sia a breve che a lunga distanza qualora si operi nell'ambito del commercio vivaistico e del trasporto di piante.

## 8. Ecologia

*Xylosandrus compactus* è una specie originaria dell'area tropicale e subtropicale dell'estremo Oriente: India, Indocina e Cina Sudorientale (Smith *et al.* 2020). Nelle aree di nuova introduzione si è insediato in ambienti caldi e temperato-caldi, nelle regioni intertropicali di Africa, Asia, Centro e Sud America, Stati Uniti meridionali e area mediterranea. Al momento

non sembra trovare condizioni idonee al suo insediamento al Nord delle Alpi e in Centro Europa, dove non viene avvertito in modo evidente l'influsso del Mediterraneo e del suo clima. In Italia è stato segnalato finora in aree litoranee, di pianura e bassa collina, in ambienti nettamente termofili.

## 9. Sintomatologia

L'insetto tende ad avviare focolai di infestazione a danno di gruppi di piante che vegetano in ambienti idonei allo sviluppo dello scoltide; si tratta in molti casi di episodi di modesta rilevanza, che si estinguono spontaneamente o che si mantengono a livello subepidemico. Certe volte tuttavia, se le condizioni favorevoli persistono, accompagnate da un indebolimento dei soprassuoli si può assistere a un'esplosione demografica con infestazioni particolarmente forti. Una chiara sintomatologia degli incrementi demografici dell'insetto è rappresentata dalla presenza di un gran numero di germogli e rametti arrossati e disseccati sulle chiome di siepi, arbusti e, talvolta, di piante arboree. La sintomatologia degli attacchi è piuttosto caratteristica e presenta un modello costante. La maggior parte delle piante colpite presenta evidenti fenomeni di disseccamento di germogli, rametti e piccole branche o loro porzioni, con successivo arrossamento periferico della chioma. Si osserva inoltre la presenza di piccoli fori circolari di penetrazione, spesso non facili da osservare, di solito collocati sulla porzione inferiore del rametto. In qualche caso, come osservato su carrubo in Sicilia, vengono attaccati anche grossi rami e tronchi, dove si osservano vistose colature che sgorgano dai fori di penetrazione dell'insetto.

Nel caso di attacchi intensi che interessano gran parte della chioma, il disseccamento dei giovani rametti presenta effetti negativi sulla omeostasi fisiologica dell'intera pianta, causando evidenti danni estetici e perdite economiche non trascurabili nell'ambito vivaistico. L'appassimento delle foglie e dei giovani getti colpiti compare in media dopo 5-7 giorni dal momento della penetrazione, con un iniziale imbrunimento dovuto alla necrosi corticale dei tessuti adiacenti al foro d'ingresso della femmina. Nel giro di pochi giorni la necrosi e l'imbrunimento si estendono per alcuni centimetri verso l'apice del rametto interessato, seguiti dal disseccamento dell'intera porzione apicale a monte del foro di penetrazione senza che le foglie cadano a terra. I rametti disseccati talvolta vengono rotti dal vento cadendo a terra. È frequente osservare, sui rametti ben lignificati, di diametro superiore agli 8 -10 mm, un'alterazione cromatica della corteccia e del legno visto in sezione, con imbrunimenti o azzurramenti dovuti ai funghi simbionti che si sviluppano nei tessuti circostanti alle gallerie materne dell'insetto, senza che si manifesti l'avvizzimento e il disseccamento delle foglie.

## 10. Monitoraggio

Per avere un quadro attendibile dei livelli demografici della specie e dei possibili effetti epidemiologici è importante mettere a punto un'azione di monitoraggio continua delle popolazioni di *X. compactus* (Burbano *et al.* 2012). Questo può essere messo in atto utilizzando trappole di varia tipologia (Multifunnel, Theysohn, Cross Vane) innescate con etanolo, sostanza che si è dimostrata attrattiva anche se non in modo specifico per *X. compactus* (Burbano *et al.* 2012). L'innescato può essere ottenuto mediante appositi erogatori fissati alla trappola a circa metà della sua altezza. A parità di efficacia le trappole multifunnel sono più maneggevoli e più resistenti al vento, occupano inoltre meno spazio per lo stoccaggio

invernale. Le trappole sono molto utili non solo per una rapida valutazione della diffusione dell'insetto in nuove aree, ma anche per tentare una stima della densità delle sue popolazioni e le relative variazioni demografiche fra la primavera e la fine dell'estate e da un anno all'altro. Le trappole sono inoltre utili per identificare con precisione i periodi di volo delle femmine e quindi per pianificare in modo mirato la collocazione e la tempistica degli interventi fitosanitari necessari a contenere le popolazioni e i danni dello scoltide (Abreu *et al.* 2012, Oliver & Mannion 2001). Le trappole dovranno essere collocate in campo tra fine marzo (Sicilia) e fine aprile (Italia centrale e settentrionale) agganciandole a un paio di metri da terra su tutori, pali o recinzioni, ma mai direttamente sulle piante, e dovranno essere collocate ad almeno una decina di metri dalle piante da proteggere. Dovranno essere fissate anche nella parte inferiore mediante in cavo e un picchetto infisso nel terreno per evitare danni da vento e l'effetto "bandiera". Il monitoraggio dovrà proseguire fino a fine settembre e le trappole dovranno essere controllate e svuotate possibilmente ogni settimana, contando gli insetti catturati in modo da ricostruire le curve di volo dell'insetto. Essendo trappole innescate con un attrattivo generico, potranno catturare, oltre a diverse specie di xilofagi (cerambicidi e bostrichidi in particolare), anche molte altre specie di scoltidi. Alcune di queste, in particolare la specie esotica *Xylosandrus germanus*, molto affine a *X. compactus*, potranno essere confuse con quest'ultima e, pertanto, gli esemplari catturati andranno osservati con molta cura (Pennacchio *et al.*, 2012).

Gli erogatori di etanolo, come suggerito dalla Ditta produttrice, dovranno essere sostituiti periodicamente, di norma una volta al mese. Non è necessario allestire un grande numero di trappole in quanto la loro funzione è principalmente di monitoraggio e non di lotta. Le trappole e le sostanze attrattive consigliate non sono pericolose per l'uomo e gli animali domestici.

## 11. Dannosità

Il danno che deriva alla pianta dall'attività dello scoltide è dovuto all'azione combinata dell'insetto e dei funghi patogeni associati, trasmessi dall'insetto con le gallerie scavate dalle femmine al momento della colonizzazione dell'albero ospite. *Xylosandrus compactus* attacca piante in condizioni di stress - anche temporaneo - causato da siccità, potature e capitozzature pesanti, danni da trapianto, eventi climatici estremi come ondate di calore o gelate, attacchi di altri fitofagi o di funghi patogeni, o qualsiasi altro fattore che può in qualche modo ridurre la vigoria delle piante (ANSES, 2017). Tuttavia, l'insetto può attaccare anche piante in buone condizioni vegetative, approfittando del contributo dei suoi funghi simbiotici e associati che ostacolano o impediscono la reazione della pianta e determinano, nel caso dei rami sottili, il disseccamento delle parti attaccate. Per tale motivo può essere definito un "parassita di debolezza" o, talvolta, un "parassita primario". È importante sottolineare che il disseccamento dei rami sottili avviene anche nel caso che lo scavo della galleria riproduttiva venga abbandonato precocemente, nella fase iniziale di scavo del foro di penetrazione, appena risultano interessati i tessuti vivi sottocorticali, come avviene quasi sempre nel caso del cipresso.

Gli attacchi di *X. compactus* provocano diversi tipi di danno che vanno dalla riduzione della crescita delle piante causata dal disseccamento di molti rametti e germogli sulle chiome, alla morte di arbusti e siepi pesantemente infestati. Nel caso di infestazioni in ambiente urbano, in aree di interesse paesaggistico e turistico ricreativo e in vivai, non possiamo dimenticare i

danni di natura estetica rappresentati dal disseccamento delle chiome o di loro porzioni con i conseguenti incrementi di costo relativi alla gestione del verde. *Xylosandrus compactus* può causare gravi infestazioni lungo le coste a seguito di gelate invernali, soprattutto se accompagnate da forti venti. Anche le siccità prolungate e le ondate di calore possono essere all'origine di attacchi diffusi dello scolitide. Gravi danni si registrano con crescente frequenza in Italia centro-meridionale, dove i boschi della macchia mediterranea, i vivai di piante forestali e ornamentali e le piante del verde urbano di parchi, giardini e viali cittadini, vengono attaccati e danneggiati in modo importante (Vannini *et al.* 2017, Gugliuzzo *et al.* 2019c, Contarini *et al.* 2020). Danni non trascurabili sono stati registrati anche in località turistiche della Lombardia (lago di Garda) e del Veneto (litorale veneziano) dove *X. compactus* ha colpito pesantemente siepi e alberature (Faccoli, 2021).

L'insetto tende a innescare focolai di infestazione a danno di gruppi di piante; si tratta in molti casi di episodi di scarsa rilevanza fitosanitaria, che si estinguono spontaneamente. Se però le condizioni favorevoli all'insetto e all'indebolimento fisiologico dei soprassuoli persistono a lungo, si può assistere a incrementi demografici di questo scolitide, con infestazioni più o meno diffuse e talora particolarmente intense.

Le piante fortemente infestate deperiscono progressivamente, divenendo suscettibili ad attacchi di altri parassiti e patogeni. Il danno è causato dall'azione meccanica di scavo delle gallerie all'interno dei rametti a cui si aggiunge anche l'azione patogena di alcuni funghi associati all'insetto (Vannini *et al.* 2017). Oltre ai funghi simbiotici di *X. compactus*, quali *Ambrosiella xylebori* e *Ambrosiella macrospora* indispensabili per l'alimentazione delle larve e degli adulti neoformati ma non patogeni per la pianta (Francke-Grosmann 1952), l'insetto è vettore anche di funghi fitopatogeni come *Fusarium solani*, *Geosmithia pallida*, *Epicoccum nigrum*, *Cladosporium perangustum*, *Neofusicoccum parvum* (Ngoan *et al.* 1976, Hara & Beardsley 1979, Daehler & Dudley 2002, Bambara 2003, Dixon *et al.* 2003, Vannini *et al.* 2017, Vitale *et al.*, 2022). Infine, altri funghi patogeni e batteri possono penetrare nei tessuti legnosi in modo autonomo attraverso i fori d'ingresso dell'insetto (Brader 1964), comportando stress fisiologici con conseguente declino vegetativo che nei casi più gravi può divenire irreversibile portando a morte la pianta.

## 12. Controllo

La difesa dalle infestazioni dello scolitide è soprattutto di tipo preventivo (Jones & Johnson 1996), e si realizza attraverso il mantenimento delle piante nelle migliori condizioni vegetative possibili, evitando traumi o danni alla chioma e all'apparato radicale, garantendo, in ambito di vivai e di parchi e giardini pubblici o privati, il necessario apporto idrico durante i mesi più caldi e asciutti, mediante le opportune irrigazioni di soccorso e fornendo un'adeguata concimazione organica di supporto (Dixon & Woodruff 1982, Bambara 2003).

Nel caso di nuovi impianti di siepi e di piante ornamentali o di una loro sostituzione totale o parziale nel caso la loro funzione estetica risulti compromessa da gravi attacchi di *X. compactus*, si raccomanda l'utilizzo di specie vegetali non elencate tra quelle preferite dallo scolitide. L'utilizzo di più specie diverse permetterà inoltre una maggiore distribuzione del rischio di possibili futuri attacchi da parte di altri fitofagi che andrebbero a interessare solo una parte delle nuove piante messe a dimora.

In caso di infestazioni in corso sarà necessario intervenire tempestivamente sul materiale colonizzato procedendo alla sua distruzione al fine di eliminare le covate dell'insetto in fase di sviluppo nel legno. Questo tipo di interventi è di importanza prioritaria e ottiene ottimi risultati in caso di infestazioni non contenute, quando la potatura dei rametti interessa una parte limitata della chioma e può essere realizzata in tempi brevi (Greco & Wright 2015). Nel caso di pesanti infestazioni che coinvolgono oltre il 50% della chioma di piante, siepi o cespugli, le potature di bonifica divengono invece particolarmente costose, di difficile realizzazione pratica e dai risultati incerti in quanto si arrecano alla pianta danni (fisiologici ed estetici) talvolta più gravi di quelli arrecati dallo scoltide. Le potature devono inoltre essere condotte tempestivamente, prima che l'insetto completi il suo sviluppo, in quanto l'asportazione di rami e rametti già abbandonati è inutile dal punto di vista fitosanitario. Inoltre, in caso di forti infestazioni che interessano ampie superfici, la necessaria tempestività non è sempre possibile. Si ricorda, al riguardo, che i sintomi della colonizzazione che inizialmente rimangono asintomatici, compaiono solo dopo circa una settimana, 10 giorni dalla penetrazione della femmina, ovvero solo poche settimane prima dallo sfarfallamento dei nuovi adulti, per cui il tempo a disposizione per individuare le parti di pianta attaccate e procedere con potature efficaci è piuttosto breve. In tale contesto risulta invece particolarmente utile, soprattutto su piante sempreverdi come l'alloro, utilizzate per siepi e sottoposte comunque a potature periodiche, la bonifica fitosanitaria condotta in inverno sulla generazione svernante all'interno dei rametti colonizzati a fine estate. Nel caso di piante in vaso policormi, allevate a cespuglio, è preferibile l'eliminazione dell'intero pollone a livello del colletto per favorire la fuoriuscita di nuovi germogli. Questa azione consente di disporre del tempo necessario per intervenire, presenta ridotti danni fisiologici alle piante che sono in diapausa invernale e, se svolta correttamente, incide in modo notevole sui livelli numerici delle popolazioni dell'insetto, eliminando le parti attaccate e già disseccate e facilitando quindi l'individuazione di nuovi attacchi che, eventualmente, potranno ripresentarsi nella primavera successiva.

Tutto il materiale di risulta prodotto dagli interventi di potatura fitosanitaria dovrà essere prontamente distrutto mediante tempestivi abbruciamenti.

Specifici interventi di lotta chimica possono essere realizzati per il contenimento delle infestazioni. Si fa presente tuttavia che contro questo gruppo di parassiti non esistono interventi chimici di tipo curativo delle piante colpite, neppure con trattamenti insetticidi di tipo sistemico (Pennacchio *et al.* 2012). Prove sperimentali di lotta condotte in Spagna mediante trattamenti endoterapici realizzati tramite iniezioni al fusto di prodotti a base di abamectine non hanno fornito risultati soddisfacenti ed è stato osservato che due mesi dopo il trattamento erano ancora presenti larve in attività nel legno (Leza *et al.* 2020). La colonizzazione dello scoltide, alterando i normali flussi linfatici, impedisce infatti alla linfa di circolare normalmente nei tessuti legnosi e di trasportare i principi attivi dei prodotti insetticidi utilizzati. Si tratta inoltre di "parassiti di profondità", ovvero di insetti che vivono e si sviluppano in profondità nel legno nutrendosi di funghi, e quindi difficilmente raggiungibili con normali trattamenti insetticidi. Si può tuttavia cercare di colpire gli adulti durante la fase di emersione dalle parti di pianta attaccate o, meglio, durante la fase di prima colonizzazione dei nuovi ospiti (Yan *et al.* 2001, Bambara 2003), al fine di abbattere la popolazione del parassita e proteggere le piante ancora indenni. Gli interventi di protezione chimica possono essere eseguiti solo in ambienti confinati e facilmente accessibili (vivai, siepi, giardini privati) nell'ambito di un programma che preveda

trattamenti di piccole piante, arbusti e siepi, ed eventualmente condotti in modo combinato contro altri parassiti (Greco & Wright 2015). Al riguardo è opportuno optare per prodotti insetticidi distribuiti in soluzione acquosa che agiscano per contatto o ingestione, che presentino una buona capacità abbattente nei confronti degli adulti ma una bassa persistenza nell'ambiente. Le epoche di intervento verranno calibrate sulla base dei dati ottenuti mediante il monitoraggio condotto con le trappole.

Il contenimento delle infestazioni può essere dunque realizzato tramite una serie di azioni dirette e indirette finalizzate al miglioramento delle condizioni vegetative delle piante ospiti e al contenimento del parassita mediante interventi di lotta meccanica (potature fitosanitarie), agronomica (adeguata nutrizione vegetale delle piante) e chimica (trattamenti insetticidi). Un'attenta sorveglianza visiva delle condizioni generali di salute delle piante e un monitoraggio continuo delle popolazioni mediante trappole attrattive si rendono necessari al fine di valutare la densità di popolazione del parassita e il successo degli eventuali interventi di controllo posti in essere.

### 13. Liste di allerta fitosanitaria

L'aggressività e l'ampia polifagia di *X. compactus* lo hanno reso specie esotica da quarantena in alcuni paesi quali Israele (dal 2009) e Marocco (dal 2018). Dal 2017 l'agenzia europea per la protezione delle piante (EPPO) lo ha inserito nella Alert List per i paesi della comunità europea, al fine di attirare l'attenzione dei paesi membri su un parassita che potrebbe rappresentare un rischio economico o ecologico per i loro territori. La Francia, ad esempio, ha eseguito una specifica valutazione del rischio fitosanitario associato alla potenziale introduzione di *X. compactus* nei suoi confini (ANSES 2017).

*Xylosandrus compactus* è stato inserito nella lista di allerta dell'EPPO ed è stato associato anche alla diffusione di funghi patogeni nei confronti di diverse specie vegetali.

### 14. Rischio fitosanitario

Le popolazioni di *Xylosandrus compactus* sono in fase di diffusione sul territorio italiano e della Comunità Europea e può essere definito "specie invasiva".

### 15. Criticità

*Xylosandrus compactus* è uno scolitide esotico di recente introduzione che, per la sua larghissima polifagia e per i molti funghi associati, anche patogeni, rende complessa una corretta valutazione della sua dannosità nelle aree di nuova introduzione. Nella prima fase dopo la sua segnalazione in Italia, l'insetto ha prodotto danni notevoli soprattutto alle siepi di alloro (Toscana e Lazio). Giunto in Sicilia, alcuni anni dopo, ha esibito una forte aggressività nei confronti del carrubo, mostrando il rischio che, in ulteriori nuovi territori di introduzione, possa manifestare inattese capacità di danno nei confronti di altre piante ospiti ivi diffuse.

Ad oggi, la bioecologia di *Xylosandrus compactus* risulta in parte da indagare, pertanto, risulta necessario:

- 1) Indagare con maggiori dettagli la bioecologia dell'insetto, soprattutto negli ambienti di nuova introduzione;

- 2) indagare le cause scatenanti delle infestazioni e valutare gli eventuali fattori di stress ambientale per le piante ospiti più colpite dalle sue infestazioni, in particolare i periodi forte di siccità, gli stati fisiologici delle piante colpite rispetto a quelle non colpite, la comparazione delle pratiche agronomiche attuate nel caso delle piante coltivate, ecc.;
- 3) definire le aree dove si presentano infestazioni intense dello scoltide e monitorarle nel tempo con impiego delle trappole di cattura;
- 4) verificare la presenza e l'aggressività di *Xylosandrus compactus* su ulteriori specie vegetali e in ambienti differenti;
- 5) sviluppare più efficaci sistemi di difesa con approcci biotecnologici (trappole innescate con sostanze attrattive inedite) o altri sistemi di cattura.

## 16. Conclusioni

Molte piante legnose attaccate da *X. compactus* sono importanti colture da frutto, alberi forestali o piante ornamentali legnose nella regione dell'EPPO. L'ANSES (2017) osserva che, data l'ampia gamma di ospiti e il ruolo dei funghi associati (soprattutto *Fusarium solani*), non è irragionevole prevedere danni alle piante autoctone, forestali, frutticole o ornamentali in Francia. Il fatto che siano stati segnalati gravi danni da parte dello scoltide nella regione Lazio (Parco Nazionale del Circeo), in Versilia e in molte aree vivaistiche in Toscana e Marche, in Sicilia, nelle coltivazioni di carrubo e su diverse specie della macchia mediterranea, dimostra chiaramente che *X. compactus* ha il potenziale per diventare un fitofago importante in molti ambienti (EPPO, 2017). *X. compactus* può quindi rappresentare un serio rischio fitosanitario in molte aree naturali a causa dell'ampia varietà di piante sensibili presenti in tutti gli ambienti (Francardi *et al.*, 2017). Il potenziale impatto dipenderà anche dalla capacità del parassita, al momento non acclarata, di insediarsi in aree con clima più fresco.

## 17. Bibliografia

- Abreu RLS, De Araújo Ribeiro G, Vianez BF, Salescampos C. (2012). Insects of the subfamily Scolytinae (Insecta: Coleoptera, Curculionidae) collected with pitfall and ethanol traps in primary forest of Central Amazonia. *Psyche*, pp. 8.
- ANSES (2017). Evaluation du risque simplifiée sur *Xylosandrus compactus* (Eichhoff) identifié en France métropolitaine. Avis de l'Anses N 2016-SA-0170, Rapport d'expertise collective, Édition scientifique, Février 2017, pp. 68.
- Bambara S (2003). Black twig borer. North Carolina State Cooperative Extension Service, Department of Entomology, Insect Note. [online] URL: <http://www.ces.ncsu.edu/depts/ent/notes/O&T/trees/note106/note106.html>.
- Brader L (1964). Etude de la relation entre le scolyte des rameaux du caféier, *Xylosandrus compactus* Eichh. (*X. morstatti* Hag.) et sa plante-hôte. Mededelingen Landbouwhogeschool, Wageningen 64 (7), pp. 109.
- Burbano EG, Wright MG, Gillette NE, Mori S, Dudley N, Jones T, Kaufmann M (2012). Efficacy of traps, lures, and repellents for *Xylosandrus compactus* (Coleoptera: Curculionidae) and other ambrosia beetles on *Coffea arabica* plantations and *Acacia koa* nurseries in Hawaii. *Environmental Entomology* 41: 133-140. - doi: 10.1603/EN1112.
- CABI (2018). *Xylosandrus compactus*. In: *Invasive Species Compendium*. Wallingford, UK: CAB International. [www.cabi.org/isc](http://www.cabi.org/isc).

- Chapin E, Mouttet R, Chauvel G (2016). *Xylosandrus compactus* trouvé en France métropolitaine. *Phytoma* 697: 10-12.
- Contarini M, Vannini A, Giarruzzo F, Faccoli M, Morales-Rodriguez C, Rossini L, Speranza S (2020). First record of *Xylosandrus germanus* (Blandford) (Coleoptera: Curculionidae, Scolytinae) in the Mediterranean scrubland in Southern Italy, and its co-presence with the co-generic species *X. compactus* (Eichhoff) and *X. crassiusculus* (Motschulsky). *EPPO Bulletin* 50: 311-315. - doi: 10.1111/epp.12660.
- Daehler CC, Dudley N (2002). Impact of the black twig borer, an introduced insect pest, on *Acacia koa* in the Hawaiian Islands. *Micronesica* 6: 35-53.
- Dixon WN, Woodruff RE (1982). The black twig borer, *Xylosandrus compactus* (Eichhoff) (Coleoptera: Scolytidae). *Entomology Circular*, Division of Plant Industry, Florida Department of Agriculture and Consumer Services, No. 250: pp. 2.
- Dixon WN, Woodruff RE, Foltz JL (2003). Black Twig Borer, *Xylosandrus compactus* (Eichhoff) (Insecta: Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae). Florida Cooperative Extension Service, IFAS, University of Florida, EENY-311, pp. 5. [online] URL: <http://www.researchgate.net/publication/237510149>.
- Entwistle PF (1964). Inbreeding et arrhenotoky in the ambrosia beetle, *Xyleborus compactus* (Eichh.) (Coleoptera: Scolytidae). *Proceedings of the Royal Entomological Society of London* 39: 83-88. - doi: 10.1111/j.1365-3032.1964.tb00792.x.
- EPPO (2018). EPPO Global Database (available online). <https://gd.eppo.int>.
- EPPO (2020). First report of *Xylosandrus compactus* in Mallorca (Balears, ES). *EPPO Reporting Service* 2020/01, pp. 8.
- Faccoli M (2015). European bark and ambrosia beetles: types, characteristics and identification of mating systems. *WBA Handbooks* 5, Verona, pp. 160.
- Faccoli M (2021). *Xylosandrus compactus*, un nuovo parassita forestale invade l'Italia. *Forest@Rivista di Selvicoltura ed Ecologia Forestale*. *Rassegne*, vol. 18, pp. 8-14 - doi: 10.3832/efor3711-018.
- Francardi, V., Pennacchio, F., Santini, L., Rumine, P., Paoli, A., Navarra, A., & Musetti, N. (2012). First report of *Xylosandrus compactus* on *Laurus nobilis* in Tuscany. *Giornate Fitopatologiche* 2012, Milano Marittima (RA), 13-16 marzo 2012: 443-446.
- Francardi, V., Noal, A., Francescato, S. *et al.* (2017). Coexistence of *Xylosandrus crassiusculus* (Motschulsky) and *X. compactus* (Eichhoff) (Coleoptera Curculionidae Scolytinae) in the National Park of Circeo (Lazio, Italy). *Redia*, 100, 149-155.
- Francke-Grosmann H (1952). Über die ambrosiazucht der kiefernborckenkäfer *Myelophilus minor* Htg. und *Ips acuminatus* Gyll. *Meddelanden Statens Skogsforskning-institut* 41: 1-52.
- Garonna AP, Dole SA, Saracino A, Mazzoleni S, Cristinzio G. (2012). First record of the black twig borer *Xylosandrus compactus* (Eichhoff) (Coleoptera: Curculionidae, Scolytinae) from Europe. *Zootaxa* 3251: 64-68. - doi: 10.11646/zootaxa.3251.1.5.
- Greco EB, Wright MG (2015). Ecology, biology, and management of *Xylosandrus compactus* (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae) with emphasis on coffee in Hawaii. *Journal of Integrated Pest Management* 6 (1): 7-7. - doi: 10.1093/jipm/pmv007.
- Gugliuzzo A, Criscione G, Tropea Garzia G (2019a). Unusual behavior of *Xylosandrus compactus* (Coleoptera: Scolytinae) on carob trees in a Mediterranean environment. *Insects* 10 (3): 82. - doi: 10.3390/insects10030082.

- Gugliuzzo A, Criscione G, Siscaro G, Russo A, Tropea Garzia G (2019b). First data on the flight activity and distribution of the ambrosia beetle *Xylosandrus compactus* (Eichhoff) on carob trees in Sicily. EPPO Bulletin 49: 1-12. - doi: 10.1111/epp.12564.
- Gugliuzzo A, Mazzeo G, Mansour R, Tropea Garzia G (2019c). Carob pests in the Mediterranean region: bio-ecology, natural enemies and management options. Phytoparasitica 47: 605–628. - doi: 10.1007/s12600-019-00766-7.
- Gugliuzzo A, Criscione G, Biondi A, Aiello D, Vitale A, Polizzi G, Tropea Garzia G (2020) Seasonal changes in population structure of the ambrosia beetle *Xylosandrus compactus* and its associated fungi in a southern Mediterranean environment. PLoS One 15: e0239011. - doi: 10.1371/journal.pone.0239011.
- Hara AH, Beardsley JWJR (1979). Biology of the black twig Borer, *Xylosandrus compactus* (Eichhoff), in Hawaii. Proceedings of the Hawaiian Entomological Society 13: 55-70. [online] URL: [http://scholarspace.manoa.hawaii.edu/bitstream/10125/11\\_093/23\\_55-70.pdf](http://scholarspace.manoa.hawaii.edu/bitstream/10125/11_093/23_55-70.pdf).
- Hızal E, Acer S, Altunışık S. (2023) First record of the invasive alien species *Xylosandrus compactus* (Eichhoff) (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae) in Turkey. BioInvasions Records 12(1): 93–102, <https://doi.org/10.3391/bir.2023.12.1.08>.
- Jones VP, Johnson MW (1996). Management of black twig borer on coffee. GACC Termination report, pp. 6.
- Leza M, Nunez L, Riba JM, Comparini C, Roca A, Gallego D (2020). First record of the black twig borer, *Xylosandrus compactus* (Coleoptera: Curculionidae, Scolytinae) in Spain. Zootaxa 4767 (2). [online] URL: <http://www.mapress.com/j/zt/article/view/zootaxa.4767.2.9>
- Longo, S. & Tropea Garzia, G. (2016). Uno scoltide asiatico nocivo al carrubo in Sicilia. Notiziario di informazione, Accademia dei Georgofili, 19 ottobre 2016.
- Ngoan ND, Wilkinson RC, Short DE, Moses CS, Mangold JR (1976). Biology of an introduced ambrosia beetle, *Xylosandrus compactus*, in Florida. Annals of the Entomological Society of America 69: 872-876. - doi: 10.1093/aesa/69.5.872.
- Oliver JB, Mannion CM (2001). Ambrosia beetle (Coleoptera: Scolytidae) species attacking chestnut and captured in ethanol baited traps in middle Tennessee. Environmental Entomology 30 (5): 909-918. - doi: 10.1603/0046-225X-30.5.909.
- Pennacchio F, Santini L, Francardi V (2012). Bioecological notes on *Xylosandrus compactus* (Eichhoff) (Coleoptera Curculionidae Scolytinae), a species recently recorded into Italy. Redia 95: 67-77. [online] URL: <http://journals-crea.4science.it/index.php/redia/article/view/714>.
- Rabaglia RJ, Dole SA, Cognato AI (2006). Review of American Xyleborina (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae) occurring North of Mexico, with an illustrated key. Annals of the Entomological Society of America 99: 1034-1056. - doi: 10.1603/0013-8746(2006)99[1034:ROAXCC]2.0.CO;2.
- Ranger, C. M., Biedermann, P. H., Phuntumart, V., Beligala, G. U., Ghosh, S., Palmquist, D. E., Mueller, R., Barnett, J., Schultz, P.B., Reding, M. E., & Benz, J. P. (2018). Symbiont selection via alcohol benefits fungus farming by ambrosia beetles. Proceedings of the National Academy of Sciences, 115(17), 4447-4452.
- Servizio Fitosanitario Regione Lazio (2014). *Xylosandrus compactus*. Regione Lazio, Opuscolo informativo, pp. 6.

- Spanou K, Marathianou M, Gouma M, Dimou D, Nikoletos L, Milonas PG, Papachristos DP (2019). First record of black twig borer *Xylosandrus compactus* (Coleoptera: Curculionidae) in Greece. In: Proceedings of the "18th Panhellenic Entomological Congress". Komotini (Greece) 15-17 Oct 2019, pp. 77.
- Vannini A, Contarini M, Faccoli M, Dalla Valle M, Rodriguez CM, Mazzetto TD, Guarneri X, Vettraino AM, Speranza S (2017). First report of the ambrosia beetle *Xylosandrus compactus* and associated fungi in the Mediterranean maquis in Italy, and new host-pest associations. EPPO Bulletin 47: 100-103. - doi: 10.1111/epp.12358.
- Vitale S., Toccafondi P., Luongo L., Binazzi F., Petrucci M., Francardi V., Landi S., Giovannini L., Simoni S., Roversi P. F., Pennacchio F. (2022). Fungi obtained from olive twig dieback and adults of the alien pest *Xylosandrus compactus* (Eichhoff) (Coleoptera Curculionidae Scolytinae). Redia, 105: 197-204.
- Yan SP, Huang HY, Wang JB (2001). The occurrence of chestnut beetle and its control. South China Fruits 30: 48. [online] URL: <http://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20013029165>.
- Wood, S.L. & Bright, D.E., (1992) A catalog of Scolytidae and Platypodidae (Coleoptera), Part 2: Taxonomic Index Volume A. Great Basin Naturalist Memoirs, 13, 1–833.