

VARROOSIS DE LAS ABEJAS MELÍFERAS

Informe técnico-científico

Dirigido a veterinarios clínicos, técnicos de programas sanitarios y Administración

Documento generado durante la realización del Proyecto de Generación de Conocimiento PID2021-128882OR y realizado por la Dra. Aránzazu Meana (UCM), Dra. Raquel Martín-Hernández (CIAPA), Dr. Mariano Higes (CIAPA) y Antonio Pérez.

Resumen ejecutivo

La apicultura es un sector en continuo crecimiento que desempeña un papel fundamental no solo desde el punto de vista ganadero y socioeconómico. El sector apícola español aporta alrededor del 0,44% de la Producción Final Ganadera y el 0,17% de la Producción de la Rama Agraria, con un valor anual de su producción (miel, cera y polen) estimado en unos 62 millones de euros (MAPA, 2026)—, Pero el valor este sector también juega un papel fundamental en la conservación del medio natural, la polinización de los cultivos y el mantenimiento de la biodiversidad. España figura además entre los principales países exportadores de miel del continente. Consecuentemente, los problemas que afectan a la producción apícola presentan un enorme peso tanto a nivel nacional como internacional.

En las últimas décadas se ha constatado un declive de las poblaciones de polinizadores a escala global (Dicks et al., 2021), con pérdidas anuales de colonias de abejas (*Apis mellifera*) que en diversas regiones superan el 40% (Gray et al., 2020; Chejanovsky et al., 2021; United States Department of Agriculture [USDA], 2025). Aunque la pérdida de colmenas se atribuye a un fenómeno multifactorial en el que confluyen causas abióticas y bióticas (Cavigli et al., 2016; Dussaubat et al., 2016; Hristov et al., 2020), existe un consenso científico amplio en señalar al ácaro ectoparásito *Varroa destructor* como la principal amenaza sanitaria para las colmenas a nivel mundial (Traynor et al., 2020).

La varroosis, causada por el ácaro ectoparásito *Varroa destructor*, constituye uno de los principales problemas sanitarios de *Apis mellifera*. Su impacto deriva de la alimentación sobre tejidos esenciales de la abeja, del daño causado durante el desarrollo, de la reducción de longevidad y rendimiento, y de su papel en la dinámica de varios virus de las abejas. La enfermedad puede progresar sin signos

externos específicos hasta que la colonia presenta debilitamiento, cría irregular, abejas con alas deformadas, pérdida de población y, en casos avanzados, muerte.

La reproducción del ácaro en celdillas operculadas limita la eficacia de los tratamientos que actúan principalmente sobre la fase forética o de dispersión. Por ello, un tratamiento aislado, aplicado en un momento inadecuado o sin comprobar su resultado puede dejar una población residual capaz de crecer rápidamente. La reinfestación desde colonias próximas, la deriva de abejas y zánganos, el pillaje y el movimiento de material apícola pueden comprometer el control.

Hay tres grandes problemas relacionados en esta parasitosis como es la aparición de poblaciones resistentes —documentadas, entre otros, frente a piretroides y cumafós—; la persistencia de determinados acaricidas en matrices de la colmena, especialmente cera y polen; y los posibles efectos subletales o interacciones con otros factores de estrés y patógenos. Estos problemas justifican el uso responsable solo de medicamentos veterinarios autorizados, la monitorización antes y después del tratamiento, la rotación razonada de familias según las autorizaciones y la situación local, y la integración de medidas zootécnicas.

En España, la ficha de varroosis del Ministerio de Agricultura señala el carácter endémico de la enfermedad y la obligación de tratamiento sistemático. La guía técnica del MAPA recomienda un enfoque integrado, basado en diagnóstico, manejo, prevención y uso responsable de medicamentos. Antes de cada campaña deben verificarse el marco normativo vigente y la autorización, indicación, posología, restricciones y tiempo de espera de cada producto en AEMPS y en su ficha técnica.

Contenido

Resumen ejecutivo	1
1. Agente, ciclo biológico y epidemiología	4
1.1. Características del ácaro	4
1.2. Biología de <i>Varroa destructor</i>	4
1.3. Dispersión y reinfestación	5
3. Patogenia y repercusiones clínicas	6
4. Interacciones con virus y otros factores de estrés	7
4. Diagnóstico y monitorización	8
4.1. Principios	8
4.2. Métodos de diagnóstico	8
4.3. Monitorización antes y después del tratamiento	10
5. Tratamiento y control integrado	11
5.1. Principios de manejo integrado	11
5.2. Familias de tratamientos	12
5.3. Uso responsable de medicamentos veterinarios	13
6. Poblaciones resistentes a acaricidas	13
7. Residuos y efectos adversos en las abejas	14
8. Marco normativo y responsabilidades	15
9. Recomendaciones operativas por perfil	15
9.1. Veterinario clínico	15
9.2. Técnico de programa sanitario	15
9.3. Administración sanitaria	16
10. Conclusiones	16
Fuentes oficiales consultadas	17
Referencias	17

1. Agente, ciclo biológico y epidemiología

1.1. Características del ácaro

Varroa destructor es un ácaro mesostigmático de la familia Varroidae. La hembra adulta, de cuerpo ovalado, aplanado dorsoventralmente y coloración rojiza, es la fase que se observa con mayor frecuencia sobre las abejas adultas. Los machos son menores, de color claro y se desarrollan dentro de las celdillas de cría. El ácaro está adaptado a su hospedador y emplea señales químicas que contribuyen a pasar inadvertido en la colonia (Rosenkranz et al. 2010; Kather et al., 2015).

Varroa destructor es un ácaro originalmente parásito exclusivo de la abeja asiática (*Apis cerana*), que cambió de hospedador a *Apis mellifera* expandiéndose velozmente por todo el planeta (Roberts et al., 2015).

Morfológicamente presenta un marcado dimorfismo sexual:

- Hembra adulta: Posee un cuerpo elíptico, aplanado dorsoventralmente y de un color castaño rojizo característico, siendo claramente visible a simple vista adherida sobre el cuerpo de las abejas adultas. Su esperanza de vida varía según la época del año y la dinámica de la colonia, oscilando entre 25 días en presencia de cría y hasta 5 meses en periodos de parón de puesta invernal (MAPA, 2019).
- Macho y formas inmaduras: El macho es más pequeño, de contorno esférico y tono nacarado o amarillento. Tanto el macho como los estadios inmaduros (protoninfa y deutoninfa) residen exclusivamente en el interior de las celdillas de cría operculadas y nunca abandonan las mismas.

1.2. Biología de *Varroa destructor*

Todo el ciclo de vida de *V. destructor* se desarrolla íntimamente adaptado al de *Apis mellifera* (Beaurepaire et al., 2017) y se divide en dos fases bien diferenciadas: la fase forética o de dispersión y la fase reproductiva.

1. Fase reproductiva: Comienza cuando una hembra grávida (fundadora) se introduce en una celdilla de cría poco antes de su operculación. El ácaro muestra una clara preferencia por las

celdillas de zánganos, ya que la duración de su desarrollo operculado es más larga, garantizando mayor tiempo de reproducción y un mayor número de hijas viables (Underwood & López-Urbe, 2025). A pesar de los elevados niveles de endogamia intrínsecos a su ciclo biológico haplodiploide dentro de la celdilla, recientes análisis genómico-evolutivos revelan cómo *V. destructor* logra escapar de las restricciones evolutivas habituales de la haplodiploidía, facilitando la rápida adaptación y fijación de rasgos adaptativos (Eliash et al., 2026).

2. Fase forética o de dispersión: Tras la emergencia de la abeja adulta, las hembras de *Varroa* maduras y fecundadas abandonan la celdilla adherida al cuerpo de las abejas jóvenes. Esta fase les permite desplazarse por la colonia y transmitirse entre colmenas por deriva o pillaje (Seeley & Smith, 2015) hasta encontrar nuevas celdillas desoperculadas. Por el contrario, el macho y las formas inmaduras mueren en el interior de la celdilla.

Las hembras adultas alternan una fase forética sobre abejas adultas con una fase reproductiva en cría operculada. Penetran en las celdillas poco antes de la operculación y permanecen ocultas durante parte del proceso. La puesta comienza aproximadamente 60 horas después de la operculación; el primer huevo origina un macho y los siguientes, normalmente, hembras. El apareamiento ocurre dentro de la celdilla. Al emerger la abeja, las hembras maduras pasan a la fase forética de dispersión y pueden iniciar nuevos ciclos.

El ácaro muestra preferencia por la cría de zánganos, en unas estimaciones de una parasitación entre ocho y diez veces mayor en celdillas de zángano que en las de obrera, asociada a diferencias en señales químicas, tamaño de la celdilla y duración del desarrollo (Le Conte et al., 1989; Martin, Holland y Murray, 1997; Donzé y Guerin, 1994; Li et al., 2022). Esta biología explica tanto su elevada capacidad de multiplicación en periodos con cría abundante como el interés de retirar de forma planificada cría de zángano como medida complementaria.

1.3. Dispersión y reinfestación

La diseminación se ve favorecida por la deriva de abejas y zánganos entre colmenas, el pillaje de colonias debilitadas, la proximidad de apiarios, la trashumancia y el intercambio o traslado de material biológico y cuadros. La reinfestación puede producirse después de un tratamiento eficaz y confundirse con un fallo terapéutico. La evaluación debe considerar el calendario de tratamientos de

apiarios próximos, la densidad local de colonias, los movimientos de colmenas y la evolución temporal de la carga parasitaria.

La consanguinidad dentro de las celdillas puede facilitar la fijación de determinadas mutaciones. La biología reproductiva de *Varroa* puede contribuir a mantener alelos presentes en poblaciones resistentes, especialmente frente a piretroides (Cornuet et al., 2006; González-Cabrera et al., 2013; Beaufort et al., 2017).

Tanto en la fase reproductiva dentro de la celdilla como durante la fase de dispersión, el ácaro perfora las membranas intersegmentarias de la cutícula para alimentarse fundamentalmente de las reservas del cuerpo graso y de la hemolinfa (Ramsey et al., 2019). Esta expropiación nutricional provoca:

- Debilitamiento individual: Pérdida de peso, alteración del desarrollo, reducción de la longevidad y supresión inmunitaria (Aronstein et al., 2012; Koleoglu et al., 2018).
- Vectorización de patógenos: *Varroa* actúa como vector biológico clave de graves virosis como el *Virus de las Alas Deformadas* (DWV) (Santillán-Galicia et al., 2015; Martin et al., 2015; Wilfert et al., 2016; Martin & Brettell, 2019).

Como resultado, el deterioro progresivo de las labores de la colonia desemboca en la muerte de la colmena (Traynor et al., 2020), lo que exige estrategias de manejo continuo (MAPA, 2019).

3. Patogenia y repercusiones clínicas

La acción patógena no debe interpretarse como una simple pérdida de hemolinfa. Ramsey et al. (2019) demostraron la importancia del cuerpo graso como recurso alimentario de *Varroa*. Este tejido participa en el almacenamiento y movilización de energía, la respuesta inmunitaria, la síntesis de proteínas y lípidos, la detoxificación y la vitelogénesis. Su consumo puede comprometer simultáneamente la condición corporal y múltiples funciones fisiológicas.

La alimentación produce lesiones cuticulares que pueden actuar como puerta de entrada para microorganismos. En fases inmaduras, la parasitación puede afectar al desarrollo larvario con reducciones de peso de hasta un 25% en larvas parasitadas y efectos negativos sobre el tamaño, vuelo y producción espermática de los zánganos (Bowen-Walker y Gunn, 2001; Duay, De Jong y

Engels, 2002). En abejas adultas se han descrito menor longevidad, alteraciones de la respuesta inmunitaria y daño oxidativo (Yang y Cox-Foster, 2005; Dainat et al., 2012; Kolegou et al., 2018).

También se han descrito cambios conductuales: inicio precoz del pecoreo, alteraciones de orientación, aprendizaje y búsqueda, y deterioro de tareas sociales. A nivel de colonia, estas alteraciones afectan a la reposición de obreras, el cuidado de la cría, la termorregulación y la capacidad productiva. Los signos visibles pueden incluir cría irregular, abejas con alas deformadas, abejas de menor tamaño, reducción de población y debilitamiento general; su ausencia no excluye una infestación relevante.

No existe un umbral único universal de daño aplicable a todas las colonias. Hay publicados umbrales muy diferentes según estación, tipo de colmena, presencia de cría, clima y coinfecciones. Los valores históricos deben interpretarse en su contexto y no como límites diagnósticos universales. La toma de decisiones debe combinar carga parasitaria, tendencia temporal, estación, fuerza de la colonia y riesgo de transmisión viral.

4. Interacciones con virus y otros factores de estrés

Varroa se asocia con la transmisión y amplificación de diversos virus de las abejas, especialmente el virus de las alas deformadas (DWV) y el complejo de virus de la parálisis aguda, incluidos ABPV, KBV e IAPV; también recoge referencias a SBPV y otros virus menos estudiados (Chen et al., 2006; De Miranda, Cordoní y Budge, 2010; Martin y Brettell, 2019; Traynor et al., 2020). La combinación de daño directo, inmunomodulación y transmisión viral ayuda a explicar que la relación entre el número de ácaros y el daño observado no sea lineal.

Las colonias parasitadas pueden mostrar menor resiliencia frente a otros factores estresantes, incluidos determinados plaguicidas. Puede haber asociaciones entre residuos de acaricidas, infección por *Nosema ceranae* y carga viral; en algunos estudios se han observado interacciones o efectos sinérgicos, aunque la evidencia depende del compuesto, la dosis, la duración de exposición y el diseño experimental. Estas asociaciones no permiten atribuir automáticamente una pérdida de colonia a una sola causa.

En una investigación de mortalidad o debilitamiento debe contemplarse un diagnóstico diferencial que incluya carga de *Varroa*, signos compatibles con virosis, *Nosema* spp., disponibilidad nutricional,

exposición a plaguicidas, problemas de reina, condiciones ambientales, manejo y reinfestación. Cuando el objetivo sea epidemiológico o administrativo, conviene estandarizar la toma de muestras y registrar el método diagnóstico para permitir comparaciones válidas.

4. Diagnóstico y monitorización

La evaluación periódica de los niveles de parasitación es la herramienta fundamental en la toma de decisiones para determinar cuándo aplicar un tratamiento y verificar su eficacia posterior. La implantación de protocolos sencillos de muestreo y control en explotaciones apícolas pequeñas o de aficionados resulta decisiva para evitar bajas invernales (Stahlmann-Brown et al., 2026), siendo especialmente crítico evaluar las colmenas a finales de temporada (Smoliński et al., 2021; Tokach et al., 2026).

4.1. Principios

El diagnóstico de varroosis debe cuantificar la infestación y no limitarse a observar ácaros aislados o signos clínicos. La elección del método debe considerar su objetivo —cribado, estimación de carga, evaluación de tratamiento o vigilancia—, la fase de la colonia, la disponibilidad de material, el bienestar de las abejas y la comparabilidad entre visitas.

4.2. Métodos de diagnóstico

Recuento de caída natural de ácaros (fondos sanitarios): Consiste en registrar los ácaros que caen de forma natural al fondo sanitario de la colmena mediante la colocación de una bandeja o lámina pegajosa durante periodos determinados (p. ej., de 4 a 10 días) para calcular la caída promedio diaria.

- **Ventajas y precisión:** Es el único método de campo que muestra de forma consistente una correlación lineal positiva y significativa con la población total de *Varroa* presente en la colmena. Al ser una técnica no invasiva y pasiva, no altera el desarrollo ni perjudica a las abejas de la colmena. Por ello, resulta idónea para estudios de selección genética o investigación.
- **Inconvenientes:** Requiere que la colmena esté equipada obligatoriamente con fondo sanitario provisto de malla o rejilla para evitar que las abejas retiren los ácaros. Exige

además realizar al menos dos visitas al apiario (colocación y retirada/lectura) y no ofrece una respuesta inmediata en el momento de la inspección.

Muestreos directos sobre abejas adultas (lavados y agitación): A diferencia de la caída natural, los muestreos sobre muestras de aproximadamente 300 abejas adultas (tomadas preferentemente del área de cría) permiten obtener un diagnóstico de infestación inmediato en el campo. No obstante, muestran una menor correlación directa con la población total absoluta de ácaros en la colmena cuando hay gran cantidad de cría operculada:

- **Lavado con alcohol o detergente:** Es considerado el método estándar (gold standard). Presenta una elevada tasa de recuperación de ácaros (86% con detergente bajo en espuma y 72% con etanol en agitaciones simples de 15–30 s, alcanzando >95% al repetir 3 lavados) (Taylor et al., 2025). Su principal inconveniente es que resulta mortal para la muestra de abejas.
- **Agitación con azúcar glacé (Icing Sugar Shake):** Tradicionalmente promovido como una opción "no destructiva" frente al alcohol, alcanza entre un 78% de eficacia inicial y un >95% si se aplican dos ciclos consecutivos de agitación de 15 s con al menos 10 g de azúcar (Taylor et al., 2025). Sin embargo, su precisión cae sustancialmente bajo condiciones de elevada humedad ambiental, lluvia o entrada de néctar al apelmazarse el azúcar. Además, análisis recientes de marcado y recaptura han desmitificado su inocuidad: la agitación vigorosa junto con el azúcar causa la muerte prematura de las abejas muestreadas (reduciendo la recaptura a los 5 días al 44%, frente al 76% del control) (Bruckner et al., 2026).
- **Otros métodos de agitación:** Técnicas como el uso de tiras químicas en frasco (Apistan®) requieren tiempos de espera prolongados (35 min), el rodillo de éter (ether roll) presenta baja fiabilidad (~42% de eficacia), y los métodos basados en humos (tabaco, pomelo, fluvalinato) resultan ineficaces (0–5%) (Taylor et al., 2025).

Monitorización bioacústica e Inteligencia Artificial: Técnicas no invasivas basadas en la detección de biomarcadores acústicos en la colmena procesados con algoritmos de aprendizaje automático (machine learning) para diagnosticar el nivel de infestación (Experimental and Applied Acarology, 2026).

Inspección de cría operculada, especialmente cría de zángano: permite observar la reproducción y estimar la infestación de la cría, pero no sustituye una medición estandarizada de la infestación forética que es la que se dispersa.

Los resultados de distintos métodos no son directamente intercambiables. Para el seguimiento de una explotación o programa deben conservarse el método, el lugar de muestreo, el tamaño de la muestra, la fecha, la fase estacional y las condiciones de tratamiento. En estudios comparativos, debe evitarse convertir una cifra de caída natural en porcentaje de infestación sin una validación específica.

La evaluación periódica de los niveles de parasitación es la herramienta fundamental en la toma de decisiones para determinar cuándo aplicar un tratamiento y verificar su eficacia posterior (La Tienda del Apicultor, 2022). La implantación de protocolos sencillos de muestreo y control en explotaciones apícolas pequeñas o de aficionados resulta decisiva para evitar bajas invernales (Stahlmann-Brown et al., 2026), siendo especialmente crítico evaluar las colmenas a finales de temporada (Smoliński et al., 2021; Tokach et al., 2026).

4.3. Monitorización antes y después del tratamiento

1. Antes del tratamiento: estimar la carga parasitaria mediante un método estandarizado; anotar fuerza de colonia, presencia de cría, síntomas, fecha, tratamientos previos y movimientos recientes.
2. Durante la aplicación: comprobar que el producto está autorizado para abejas y para la indicación, respetar la ficha técnica, dosis, duración, colocación, restricciones de alzas, temperatura y demás condiciones de uso.
3. Después del tratamiento: repetir el muestreo en un momento compatible con el método y la ficha técnica; comparar con la medición basal y valorar si la reducción es la esperada.
4. Si el resultado es insuficiente: revisar errores de aplicación, presencia de cría operculada, temperatura, formulación, caducidad, reinfestación, sincronización entre apiarios y diferenciar un fallo terapéutico con la presencia de poblaciones resistentes. Evitar repetir de forma automática el mismo principio activo sin investigar la causa.

5.Tratamiento y control integrado

Al ser la varroosis una enfermedad endémica, la normativa establece la aplicación de tratamientos oficiales (Real Decreto 608/2006; AEMPS, 2022). El uso continuado de acaricidas sintéticos ha provocado una intensa presión de selección y la extensión masiva de poblaciones resistentes a nivel global, planteando un grave desafío para la sostenibilidad apícola (Panini et al., 2019; Current Opinion in Insect Science, 2026). Los grandes retos a los que se enfrentan técnicos y veterinarios son:

Poblaciones resistentes genéticas y metabólicas: La resistencia a piretroides se debe a mutaciones en el canal de sodio dependiente de voltaje (VGSC) del ácaro (González-Cabrera et al., 2016, 2018; Stara et al., 2019; Millán-Leiva et al., 2021; Millán-Leiva, 2022). Asimismo, estudios recientes documentan una creciente pérdida de eficacia en las poblaciones de *Varroa* al amitraz en tratamientos de campo (Rinkevich, 2020; Hernández-Rodríguez et al., 2021; Morfin et al., 2022; Tokach et al., 2026), mientras que la resistencia a organofosforados como el cumafós involucra mecanismos mediados por citocromos P450 (Vlogiannitis et al., 2021).

Residuos y ecotoxicidad: Los tratamientos sintéticos dejan residuos lipofílicos en la cera y pan de abeja (Alonso-Prados et al., 2020; Murcia-Morales et al., 2020, 2022; El Agrebi et al., 2020), provocando efectos subletales y estrés inmunológico en las abejas (Gashout et al., 2018, 2020; Benito-Murcia et al., 2022; Sabová et al., 2022). Por ello, se promueve actualmente el uso de ácidos orgánicos y aceites esenciales (Al Toufailia et al., 2016; Škerl et al., 2021; Pietropaoli & Formato, 2021).

5.1. Principios de manejo integrado

El manejo integrado de *Varroa* combina monitorización, medidas zootécnicas, prevención de reinfestación, selección de colonias con rasgos de poblaciones resistentes o tolerantes y uso responsable de medicamentos veterinarios. La finalidad es mantener la carga parasitaria por debajo de niveles dañinos, proteger el bienestar y productividad de la colonia y reducir el riesgo de residuos y selección de poblaciones resistentes. Ninguna medida aislada debe considerarse suficiente en todas las circunstancias.

- Planificar el control en función de la fenología local, la presencia de cría y el objetivo de reducir la población de ácaros antes de periodos críticos para la supervivencia invernal.

- Valorar la retirada planificada de cría de zángano como medida complementaria, evitando que se convierta en una práctica aislada sin monitorización.
- Favorecer la selección y reproducción de colonias con comportamiento higiénico, autolimpieza u otros rasgos asociados a menor crecimiento de *Varroa*, siempre dentro de un programa sostenido.
- Coordinar calendarios y vigilancia entre apiarios cercanos, especialmente cuando haya trashumancia, pillaje o signos de reinfestación.
- Registrar productos, lotes, fechas, número de colonias, condiciones de aplicación y resultados de eficacia.

Dentro del Manejo Integrado de Plagas (MIP) (MAPA, 2019; Bubnič et al., 2021; Jack & Ellis, 2021), se combinan tratamientos orgánicos con métodos biotécnicos y biotecnológicos:

- Corte de cría de zángano y ruptura de cría: Eliminación de panales masculinos parasitados (Underwood & López-Urbe, 2025) o enjaulado de la reina (Marco et al., 2012).
- Selección genética y resistencia evolutiva natural: Cría de abejas con rasgos de *Higiene Sensible a Varroa* (VSH) o comportamiento de acicalamiento (Pritchard, 2016; Pennsylvania State University Extension, s.f.). Investigaciones recientes fundamentadas en la selección natural ("solución de Darwin") destacan el potencial de las colonias adaptadas para coevolucionar y sobrevivir de forma autosostenible a la presión de *Varroa* y sus virus asociados (Neumann et al., 2026).
- Hipertermia: Aplicación de choque térmico controlado (~40–42 °C), aprovechando la mayor tolerancia de la abeja frente a la menor resistencia térmica del ácaro (Xu et al., 2025).
- Biopesticidas por interferencia de RNA (RNAi): Administración de dsRNA para silenciar genes esenciales de *Varroa*. Investigaciones recientes demuestran que este tratamiento proporciona un control altamente específico e inmuno-seguro sin perjudicar la longevidad ni la capacidad de pecoreo de las abejas adultas (Merk et al., 2026).

5.2. Familias farmacológicas para los tratamientos

Se dispone de acaricidas sintéticos —amitraz, tau-fluvalinato, flumetrina y cumafós— y de sustancias como el timol, el ácido fórmico y el ácido oxálico. La disponibilidad y autorización de cada medicamento pueden cambiar, y deben confirmarse en la página de la AEMPS/RAEVET.

La eficacia observada varía por región, historial de uso, sensibilidad de la población de ácaros, época, presencia de cría, temperatura, formulación y cumplimiento de la pauta. Los resultados publicados en ensayos no son comparables sin revisar sus condiciones. Los tratamientos que actúan fundamentalmente sobre ácaros foréticos o de dispersión pueden dejar supervivientes protegidos bajo el opérculo.

Los ácidos orgánicos y el timol presentan condicionantes de aplicación. La mejor o peor eficacia del timol se relaciona con la volatilización y con el rango térmico; el ácido fórmico también depende de las condiciones ambientales y puede afectar a la cría o a la colonia si se usa de forma inadecuada. El ácido oxálico suele resultar más útil cuando hay poca cría, pero la técnica, la formulación y las condiciones de aplicación son determinantes. Estas observaciones no autorizan a modificar las pautas de una ficha técnica.

5.3. Uso responsable de medicamentos veterinarios

La selección del medicamento debe basarse en el registro vigente y la ficha técnica aprobada. No se deben usar formulaciones agrícolas, preparados artesanales, mezclas no autorizadas ni dosis extrapoladas de estudios experimentales. Tampoco debe modificarse la vía, frecuencia, duración o momento de aplicación por iniciativa propia.

- Consultar el registro vigente de medicamentos veterinarios de la AEMPS/RAEVET y la ficha técnica actual antes de cada campaña.
- Respetar el tiempo de espera y las restricciones relativas a alzas melarias, producción de miel y presencia de cría indicadas en la autorización.
- No asumir que el tiempo de espera cero elimina el riesgo de residuos ni que todos los medicamentos pueden emplearse durante la recolección.
- Evitar tratamientos repetidos con la misma familia sin evaluar la eficacia y la posible resistencia.
- Registrar cualquier sospecha de reacción adversa, falta de eficacia o problema de residuos por los canales oficiales correspondientes.

6. Poblaciones resistentes a acaricidas

La población resistente aparece cuando una proporción creciente de ácaros sobrevive a una exposición que antes era eficaz. La resistencia a tau-fluvalinato está documentada desde la década

de 1990 en Italia y posteriormente en otros países (Greatti, Milani y Nazzi, 1992; Milani, 1995; Elzen et al., 1998, 1999; Spreafico et al., 2001). También examina mecanismos moleculares asociados a resistencia a piretroides y referencias a cambios en la sensibilidad frente a otras sustancias.

Entre los factores que pueden favorecer la selección se encuentran el uso repetido de la misma familia, tratamientos incompletos, aplicación incorrecta, productos no autorizados, exposición subletal y ausencia de comprobación de eficacia.

Ante una aparente falta de eficacia, se recomienda una investigación ordenada: confirmar que la infestación inicial fue medida correctamente; comprobar producto, lote, conservación y aplicación; verificar el momento de muestreo y la presencia de cría; valorar reinfestación; comparar resultados con colonias de referencia y, cuando esté disponible, solicitar apoyo diagnóstico o pruebas de sensibilidad. La sustitución de principio activo debe basarse en autorizaciones vigentes y en el historial local, no en una rotación mecánica sin evaluación.

7. Residuos y efectos adversos en las abejas

Es evidente la persistencia de sustancias lipofílicas, especialmente tau-fluvalinato y cumafós, en la cera y el polen (Bernal et al., 2010; Mullin et al., 2010; Alonso-Prados et al., 2020). La cera puede actuar como reservorio de residuos y contribuir a exposiciones crónicas o combinadas. La presencia de residuos depende del producto, la formulación, la historia de tratamientos, el recambio de cera y la exposición ambiental.

Se han descrito efectos letales y subletales sobre abejas adultas, larvas, reproducción de zánganos, enzimas y procesos de detoxificación. Entre los biomarcadores revisados figuran acetilcolinesterasa, catalasa, carboxil-esterasas, glutatión-S-transferasas y marcadores de estrés oxidativo. Son herramientas de investigación y vigilancia toxicológica; no deben interpretarse por sí solas como pruebas diagnósticas rutinarias de varroosis.

La relevancia práctica es evitar tratamientos no autorizados, no sobredosificar, respetar los periodos de aplicación y reducir la acumulación de residuos mediante un manejo coherente de los cuadros y la cera. Ante sospecha de contaminación de miel o cera, se debe documentar el historial de tratamientos y recurrir a análisis de laboratorio apropiados.

8. Marco normativo y responsabilidades

La ficha oficial del MAPA describe la varroosis como endémica en España y señala que es la enfermedad apícola para la que se exige tratamiento sistemático de las colonias. La guía técnica del MAPA vincula el cumplimiento del Real Decreto 608/2006 con la aplicación de al menos un tratamiento veterinario anual frente a *Varroa* y recomienda complementarlo con medidas integradas. La aplicación concreta debe comprobarse con la normativa consolidada, instrucciones autonómicas y requisitos aplicables en la campaña correspondiente.

El Reglamento (UE) 2019/6 constituye el marco europeo de medicamentos veterinarios. La autorización, condiciones de prescripción, uso, farmacovigilancia y restricciones de cada medicamento se concretan en su ficha técnica y registro vigente.

9. Recomendaciones operativas por perfil

9.1. Veterinario clínico

- Incorporar la cuantificación de *Varroa* al examen de colonias debilitadas, no solo la observación de signos externos.
- Documentar método, fecha, tamaño de muestra, presencia de cría, fuerza de colonia, síntomas y tratamientos previos.
- Elegir únicamente medicamentos autorizados y comprobar la ficha técnica actual, incluidos tiempo de espera y restricciones.
- Repetir la monitorización tras el tratamiento y documentar sospechas de falta de eficacia, reacción adversa o residuos.
- Considerar virosis, *Nosema*, nutrición, plaguicidas, reina y reinfestación en el diagnóstico diferencial.

9.2. Técnico de programa sanitario

- Estandarizar los protocolos de muestreo y registro para permitir comparaciones entre apiarios y campañas.
- Promover tratamientos coordinados en zonas epidemiológicamente conectadas y registrar movimientos de colmenas.

- Analizar los resultados postratamiento, identificando apiarios con reducción insuficiente o reinfestación temprana.
- Mantener una base de datos de principios activos, fechas, lotes, eficacia aparente y antecedentes de tratamientos.
- Comunicar recomendaciones basadas en el riesgo estacional, sin sustituir las decisiones clínicas individuales.

9.3. Administración sanitaria

- Difundir cada campaña la obligación vigente, las pautas administrativas aplicables y el acceso a información oficial sobre medicamentos autorizados.
- Favorecer vigilancia armonizada de infestación, pérdidas de colonias, falta de eficacia y sospechas de poblaciones resistentes.
- Facilitar la coordinación entre apicultores, veterinarios, asociaciones y servicios veterinarios oficiales para reducir la reinfestación.
- Promover formación sobre uso responsable, residuos, conservación de registros y notificación de acontecimientos adversos.
- Actualizar materiales técnicos cuando cambien las autorizaciones de medicamentos o la normativa aplicable.

10. Conclusiones

5. La varroosis es un proceso multifactorial cuyo impacto combina parasitación directa, alteración fisiológica y asociación con virus; la gravedad no puede inferirse exclusivamente por signos visibles.
6. La biología de *Varroa* —en particular la reproducción en cría operculada— exige integrar el momento del tratamiento, la presencia de cría y la comprobación de eficacia.
7. La monitorización estandarizada antes y después del tratamiento es esencial para distinguir persistencia, reinfestación, errores de aplicación y posibles poblaciones resistentes.
8. Las poblaciones resistentes y los residuos justifican el uso exclusivo de medicamentos veterinarios autorizados, la aplicación estricta de sus fichas técnicas y el registro sistemático de tratamientos.

9. El control sostenible requiere combinar medicamentos, manejo zootécnico, selección, prevención de movimientos parasitarios y coordinación territorial.
10. Para su uso oficial en España, cualquier recomendación legal o listado de productos debe actualizarse mediante MAPA, AEMPS/RAEVET y la normativa consolidada vigente en la fecha de aplicación.

Fuentes oficiales consultadas

- Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (MAPA). Varroosis: ficha oficial de la enfermedad y enlace a la guía técnica. <https://www.mapa.gob.es/es/ganaderia/temas/sanidad-animal-higiene-ganadera/sanidad-animal/enfermedades/varroosis/varroosis>
- MAPA. Guía técnica para la lucha y control de la varroosis y uso responsable de medicamentos veterinarios contra la *Varroa*.
- <https://www.mapa.gob.es/dam/mapa/contenido/ganaderia/temas/sanidad-animal-e-higiene-ganadera/sanidad-animal/enfermedades/abejas/varroosis/guiaVarroafinalveterinarios.pdf>
- Agencia Española de Medicamentos y Productos Sanitarios (AEMPS). Registro de medicamentos veterinarios (RAEVET). <https://sede.aemps.gob.es/procedimientos/medicamentos-veterinarios/raevet/>
- Reglamento (UE) 2019/6 del Parlamento Europeo y del Consejo, sobre medicamentos veterinarios. EUR-Lex. <https://eur-lex.europa.eu/eli/reg/2019/6/oj/?locale=es>

Referencias

- Al Toufailia, H., Scandian, L., & Ratnieks, F. L. W. (2016). Towards integrated control of *Varroa*: 2) Comparing application methods and doses of oxalic acid on the mortality of phoretic *Varroa destructor* mites and their honey bee hosts. *Journal of Apicultural Research*, 54(2), 108–120. <https://doi.org/10.1080/00218839.2015.1106777>
- Aliano, N. P., Ellis, M. D., & Siegfried, B. D. (2006). A strategy for the detection of *Varroa destructor* in honey bee colonies.
- Alonso-Prados, E., Muñoz, I., De la Rúa, P., Serrano, J., Fernández-Alba, A. R., García-Valcárcel, A. I., Hernando, M. D., Alonso, Á., Alonso-Prados, J. L., Bartolomé, C., Maside, X., Barrios, L., Martín-Hernández, R., & Higes, M. (2020). The toxic unit approach as a risk indicator in honey bees surveillance programmes: A case of study in *Apis mellifera iberiensis*. *Science of The Total Environment*, 698, Artículo 134208. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.134208>
- Aronstein, K. A., Saldivar, E., Vega, R., Westmiller, S., & Douglas, A. E. (2012). How *Varroa* parasitism affects the immunological and nutritional status of the honey bee, *Apis mellifera*. *Insects*, 3(3), 601–615. <https://doi.org/10.3390/insects3030601>
- Australian Honey Bee Industry Council. (2019). *Australian honeybee health survey 2019: Results report*. BeeAware.

<https://beeaware.org.au>.

- Beaurepaire, A. L., Krieger, K. J., & Moritz, R. F. A. (2017). Seasonal cycle of inbreeding and recombination of the parasitic mite *Varroa destructor* in honeybee colonies and its implications for the selection of acaricide resistance. *Infection, Genetics and Evolution*, 50, 49–54. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2017.02.011>
- Benito-Murcia, M., Botías, C., Martín-Hernández, R., Higes, M., Soler, F., Perez-Lopez, M., Míguez-Santiyán, M. P., & Martínez-Morcillo, S. (2022). Evaluating the chronic effect of two *Varroa* species using multiple biomarkers and an integrated biological response index. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 94, Artículo 103920. <https://doi.org/10.1016/j.etap.2022.103920>
- Bowen-Walker, P. L., & Gunn, A. (2001). The effect of the ectoparasitic mite, *Varroa destructor*, on adult worker honey bee emergence weights, water, protein, carbohydrate, and lipid levels.
- Bruckner, S., Williams, G. R., Tsuruda, J., & Underwood, R. M. (2026). Let's not sugar coat it: the powdered sugar shake is not harmless for honey bee workers. *Journal of Apicultural Research*, 65(1), 63–68. <https://doi.org/10.1080/00218839.2025.2550855>
- Bubnič, J., Moosbeckhofer, R., & Prešern, J. (2021). Three pillars of *Varroa* control. *Apidologie*, 52(6), 1305–1333. <https://doi.org/10.1007/s13592-021-00903-4>
- Cavigli, I., Daughenbaugh, K. F., Martin, M., Lerch, M., Banner, K., Garcia, E., Brutscher, L. M., & Flenniken, M. L. (2016). Pathogen prevalence and abundance in honey bee colonies involved in almond pollination. *Apidologie*, 47(2), 251–266. <https://doi.org/10.1007/s13592-015-0395-5>
- Chejanovsky, N., Yañez, O., & Dalmon, A. (2021). COLOSS Virus Task Force: A journey to the dark side of honey bee health. *Bee World*, 98(1), 20–22. <https://doi.org/10.1080/0005772X.2021.2000695>
- Chen, Y. P., et al. (2006). Israeli acute paralysis virus: epidemiology, pathogenesis and implications for honey bee health.
- Comisión Europea. (2022). *Honey market presentation expert group*. Dirección General de Agricultura y Desarrollo Rural. <https://ec.europa.eu>
- Current Opinion in Insect Science. (2026). The growing challenge of *Varroa destructor* resistance to acaricides: seeking sustainable solutions. *Current Opinion in Insect Science*, Artículo 101568. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2026.101568>
- Dainat, B., et al. (2012). Predictive markers of honey bee colony collapse.
- Dicks, L. V., Breeze, T. D., Ngo, H. T., Senapathi, D., An, J., Aizen, M. A., Basu, P., Buchori, D., Galetto, L., Garibaldi, L. A., Gemmill-Herren, B., Howlett, B. G., Imperatriz-Fonseca, V. L., Johnson, S. D., Kovács-Hostyánszki, A., Kwon, Y. J., Lattorff, H. M. G., Lungharwo, T., Seymour, C. L., ... Potts, S. G. (2021). A global-scale expert assessment of drivers and risks associated with pollinator decline. *Nature Ecology & Evolution*, 5(11), 1453–1461. <https://doi.org/10.1038/s41559-021-01534-9>
- Donzé, G., & Guerin, P. M. (1994). Behavioral attributes and parental care of *Varroa* mites in the honeybee brood.
- Dussaubat, C., Maisonnasse, A., Crauser, D., Tchamitchian, S., Bonnet, M., Cousin, M., Kretzschmar, A., Brunet, J. L., & Le Conte, Y. (2016). Combined neonicotinoid pesticide and parasite stress alter honeybee queens physiology and survival. *Scientific Reports*, 6, Artículo 31430. <https://doi.org/10.1038/srep31430>
- El Agrebi, N., Traynor, K., Wilmart, O., Tosi, S., Leinartz, L., Danneels, E., de Graaf, D. C., & Saegerman, C. (2020). Pesticide and veterinary drug residues in Belgian beeswax: Occurrence, toxicity, and risk to honey bees. *Science of The Total Environment*, 745, Artículo 141036. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.141036>
- Eliash, N., Endo, T., Hua, X., Techer, M. A., & Rangel, J. (2026). *Varroa* mites escape the evolutionary trap of haplodiploidy. *Nature Communications*, 17(1), Artículo 10392. <https://doi.org/10.1038/s41467-026-77125-8>
- Experimental and Applied Acarology. (2026). When the hive speaks: detecting *Varroa destructor* infestation in honey bees through acoustic biomarkers and machine learning. *Experimental and Applied Acarology*, 97, Artículo 23.

<https://doi.org/10.1007/s10493-026-00970-x>

- Fakhimzadeh, K. (2015). The effects of powdered sugar *Varroa* control treatments on *Apis mellifera* colony development. *Journal of Apicultural Research*, 40(3–4), 105–109. <https://doi.org/10.1080/00218839.2001.11101058>
- Flores, J. M., Gil, S., & Padilla, F. (2015). Reliability of the main field diagnostic methods of *Varroa* in honey bee colonies. *Archivos de Zootecnia*, 64(246), 161–166. <https://doi.org/10.21071/az.v64i246.391>
- Gashout, H. A., Goodwin, P. H., & Guzman-Novoa, E. (2018). Lethality of synthetic and natural acaricides to worker honey bees (*Apis mellifera*) and their impact on the expression of health and detoxification-related genes. *Environmental Science and Pollution Research*, 25(34), 34730–34739. <https://doi.org/10.1007/s11356-018-3205-6>
- Gashout, H. A., Guzman-Novoa, E., & Goodwin, P. H. (2020). Synthetic and natural acaricides impair hygienic and foraging behaviors of honey bees. *Apidologie*, 51(6), 1155–1165. <https://doi.org/10.1007/s13592-020-00793-y>
- González-Cabrera, J., Bumann, H., Rodríguez-Vargas, S., Kennedy, P. J., Krieger, K., Altreuther, G., Hertel, A., Hertlein, G., Nauen, R., & Williamson, M. S. (2018). A single mutation is driving resistance to pyrethroids in European populations of the parasitic mite, *Varroa destructor*. *Journal of Pest Science*, 91(3), 1137–1144. <https://doi.org/10.1007/s10340-018-0968-y>
- González-Cabrera, J., et al. (2013). An amino acid substitution in the voltage-gated sodium channel is associated with resistance to pyrethroids in *Varroa destructor*.
- González-Cabrera, J., Rodríguez-Vargas, S., Davies, T. G. E., Field, L. M., Schmehl, D., Ellis, J. D., Krieger, K., & Williamson, M. S. (2016). Novel mutations in the voltage-gated sodium channel of pyrethroid-resistant *Varroa destructor* populations from the Southeastern USA. *PLoS ONE*, 11(5), Artículo e0155332. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0155332>
- Gray, A., Adjlane, N., Arab, A., Ballis, A., Brusbardis, V., Charrière, J.-D., Chlebo, R., Coffey, M. F., Cornelissen, B., Amaro da Costa, C., Dahle, B., Danilák, J., Dražić, M. M., Evans, G., Fedoriak, M., Forsythe, I., Gajda, A., de Graaf, D. C., Gregorc, A., ... Williams, A. (2020). Honey bee colony winter loss rates for 35 countries participating in the COLOSS survey for winter 2018-2019, and the effects of a new queen on the risk of colony winter loss. *Journal of Apicultural Research*, 59(5), 744–751. <https://doi.org/10.1080/00218839.2020.1797272>
- Hernández-Rodríguez, C. S., Moreno-Martí, S., & Almecija, G. (2021). Resistance to amitraz in the parasitic honey bee mite *Varroa destructor* is associated with mutations in the β -adrenergic-like octopamine receptor. *Journal of Pest Science*, 95(3), 1179–1195. <https://doi.org/10.1007/s10340-021-01471-3>
- Hristov, P., Shumkova, R., Palova, N., & Neov, B. (2020). Factors associated with honey bee colony losses: A mini-review. *Veterinary Sciences*, 7(4), Artículo 166. <https://doi.org/10.3390/vetsci7040166>
- International Trade Center. (2022). *Trade map: International trade statistics*. ITC. <https://m.trademap.org>
- Jack, C. J., & Ellis, J. D. (2021). Integrated pest management control of *Varroa destructor* (Acari: Varroidae), the most damaging pest of *Apis mellifera* L. (Hymenoptera: Apidae) colonies. *Journal of Insect Science*, 21(5), 1–32. <https://doi.org/10.1093/jisesa/ieab058>
- Koleoglu, G., Goodwin, P. H., Reyes-Quintana, M., Hamiduzzaman, M. M., & Guzman-Novoa, E. (2018). *Varroa destructor* parasitism reduces hemocyte concentrations and prophenol oxidase gene expression in bees from two populations. *Parasitology Research*, 117(4), 1175–1183. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-5796-8>
- La Tienda del Apicultor. (2022). *Tratamientos y monitorización del ácaro Varroa destructor en la colmena*. <https://www.latiendadelapicultor.com>
- Martin, S. J., & Brettell, L. E. (2019). Deformed wing virus in honeybees and other insects. *Annual Review of Virology*, 6, 49–69. <https://doi.org/10.1146/annurev-virology-092818-015700>
- Martin, S. J., Ball, B. V., & Carreck, N. L. (2015). The role of deformed wing virus in the initial collapse of *Varroa* infested honey bee colonies in the UK. *Journal of Apicultural Research*, 52(5), 251–258. <https://doi.org/10.3896/IBRA.1.52.5.12>
- Merk, J., Anastasi, M., McGruddy, R., Manley, B., & Felden, A. (2026). Longevity and foraging performance of honey bees

- treated with an RNAi-based *Varroa destructor* biopesticide. *Scientific Reports*, 16(1), Artículo 8208. <https://doi.org/10.1038/s41598-026-38557-w>
- Millán-Leiva, A. (2022). *Pyrethroid resistance in Varroa destructor* (Tesis doctoral no publicada). Universitat de València.
- Millán-Leiva, A., Marín, Ó., Christmon, K., Van Engelsdorp, D., & González-Cabrera, J. (2021). Mutations associated with pyrethroid resistance in *Varroa mite*, a parasite of honey bees, are widespread across the United States. *Pest Management Science*, 77(7), 3241–3249. <https://doi.org/10.1002/ps.6366>
- Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. (2019). *Programa nacional de lucha y control de las enfermedades de las abejas de la miel*. Gobierno de España. <https://www.mapa.gob.es>
- Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. (2021). *El sector apícola en cifras: Indicadores económicos principales*. Gobierno de España. <https://www.mapa.gob.es>
- Morfin, N., Rawn, D., Petukhova, T., Kozak, P., Eccles, L., Chaput, J., Pasma, T., & Guzman-Novoa, E. (2022). Surveillance of synthetic acaricide efficacy against *Varroa destructor* in Ontario, Canada. *The Canadian Entomologist*, 154(1), Artículo e18. <https://doi.org/10.4039/tce.2022.4>
- Murcia-Morales, M., Gómez Ramos, M. J., Parrilla Vázquez, P., Díaz Galiano, F. J., García Valverde, M., Gámiz López, V., Manuel Flores, J., & Fernández-Alba, A. R. (2020). Distribution of chemical residues in the beehive compartments and their transfer to the honeybee brood. *Science of The Total Environment*, 710, Artículo 136288. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.136288>
- Murcia-Morales, M., Heinzen, H., Parrilla-Vázquez, P., Gómez-Ramos, M. M., & Fernández-Alba, A. R. (2022). Presence and distribution of pesticides in apicultural products: A critical appraisal. *TrAC Trends in Analytical Chemistry*, 146, Artículo 116506. <https://doi.org/10.1016/j.trac.2021.116506>
- Neumann, P., Beaurepaire, A., Bouga, M., Brodschneider, R., Carreck, N. L., Dahle, B., de Miranda, J. R., de Sousa, R. T., Dietemann, V., Eliash, N., Ellis, J. D., Erler, S., Evans, J. D., Locke, B., Martin, S., Mondet, F., Morawetz, L., Moro, A., Özkirim, A., ... Traynor, K. S. (2026). Darwin's solution: Honeybees survive mite vectors and viruses through natural selection. *Trends in Parasitology*, 42(7), 580–592. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2026.05.015>
- Panini, M., Reguzzi, M. C., Chiesa, O., Cominelli, F., Lupi, D., Moores, G., & Mazzoni, E. (2019). Pyrethroid resistance in Italian populations of the mite *Varroa destructor*: A focus on the Lombardy region. *Bulletin of Insectology*, 72(2), 227–232.
- Pennsylvania State University Extension. (s.f.). *Varroa Sensitive Hygiene (VSH) and breeding for disease resistance in honey bees*. Penn State Extension. <https://extension.psu.edu>
- Pietropaoli, M., & Formato, G. (2021). Formic acid combined with oxalic acid to boost the acaricide efficacy against *Varroa destructor* in *Apis mellifera*. *Journal of Apicultural Research*, 61(3), 320–328. <https://doi.org/10.1080/00218839.2021.1972634>
- Pietropaoli, M., Tlak Gajger, I., Costa, C., Gerula, D., Wilde, J., Adjlane, N., Aldea-Sánchez, P., Smodiš Škerl, M. I., Bubnič, J., & Formato, G. (2021). Evaluation of Two Commonly Used Field Tests to Assess *Varroa destructor* Infestation on Honey Bee (*Apis mellifera*) Colonies. *Applied Sciences*, 11(10), Artículo 4458. <https://doi.org/10.3390/app11104458>
- Pritchard, D. J. (2016). Grooming by honey bees as a component of *Varroa* resistant behavior. *Journal of Apicultural Research*, 55(1), 38–48. <https://doi.org/10.1080/00218839.2016.1196016>

Publicaciones Científicas

- Ramsey, S. D., et al. (2019). *Varroa destructor* feeds primarily on honey bee fat body tissue and not hemolymph.
- Ramsey, S. D., Ochoa, R., Bauchan, G., Gulbranson, C., Mowery, J. D., Cohen, A., Lim, D., Joklik, J., Cicero, J. M., Ellis, J. D., Hawthorne, D., & Van Engelsdorp, D. (2019). *Varroa destructor* feeds primarily on honey bee fat body tissue and not hemolymph. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 116(5), 1792–1801. <https://doi.org/10.1073/pnas.1818371116>

- Real Decreto 608/2006, de 19 de mayo, por el que se establece y regula un programa nacional de lucha y control de las enfermedades de las abejas de la miel. (2006, 2 de junio). *Boletín Oficial del Estado*, 131, 20839–20842. <https://www.boe.es>
- Rinkevich, F. D. (2020). Detection of amitraz resistance and reduced treatment efficacy in the *Varroa* Mite, *Varroa destructor*, within commercial beekeeping operations. *PLoS ONE*, 15(1), Artículo e0227264. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0227264>
- Roberts, J. M., Anderson, D. L., & Tay, W. T. (2015). Multiple host shifts by the emerging honeybee parasite, *Varroa jacobsoni*. *Molecular Ecology*, 24(10), 2379–2391. <https://doi.org/10.1111/mec.13185>
- Rosenkranz, P., Aumeier, P., & Ziegelmann, B. (2010). Biology and control of *Varroa destructor*.
- Sabová, L., Cingelová Maruščáková, I., Koleničová, S., Mudroňová, D., Holečková, B., Sabo, R., Sobeková, A., Majchrák, T., & Ratvaj, M. (2022). The adverse effects of synthetic acaricide tau-fluvalinate (tech.) on winter adult honey bees. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 92, Artículo 103861. <https://doi.org/10.1016/j.etap.2022.103861>
- Santillán-Galicia, M. T., Ball, B. V., Clark, S. J., & Alderson, P. G. (2015). Transmission of deformed wing virus and slow paralysis virus to adult bees (*Apis mellifera* L.) by *Varroa destructor*. *Journal of Apicultural Research*, 49(2), 141–148. <https://doi.org/10.3896/IBRA.1.49.2.01>
- Seeley, T. D., & Smith, M. L. (2015). Crowding honeybee colonies in apiaries can increase their vulnerability to the deadly ectoparasite *Varroa destructor*. *Apidologie*, 46(6), 716–727. <https://doi.org/10.1007/s13592-015-0361-2>
- Škerl, M. I. S., Rivera-Gomis, J., Gajger, I. T., Bubnič, J., Talakić, G., Formato, G., Baggio, A., Mutinelli, F., Tollenaers, W., Laget, D., Malagnini, V., Zanotelli, L., & Pietropaoli, M. (2021). Efficacy and toxicity of VarroMed® used for controlling *Varroa destructor* infestation in different seasons and geographical areas. *Applied Sciences*, 11(18), Artículo 8564. <https://doi.org/10.3390/app11188564>
- Smoliński, S., Langowska, A., & Glazaczow, A. (2021). Raised seasonal temperatures reinforce autumn *Varroa destructor* infestation in honey bee colonies. *Scientific Reports*, 11, Artículo 22256. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-01369-1>
- Stahlmann-Brown, P., Brown, K., Hall, R., Lindsay, F., & Pragert, H. (2026). *Varroa* and colony losses: Practical advice for hobbyist beekeepers. *Insects*, 17(8), Artículo 870. <https://doi.org/10.3390/insects17080870>
- Stara, J., Pekar, S., Nesvorna, M., Kamler, M., Daskocil, I., & Hubert, J. (2019). Spatio-temporal dynamics of *Varroa destructor* resistance to tau-fluvalinate in Czechia, associated with L925V sodium channel point mutation. *Pest Management Science*, 75(5), 1287–1294. <https://doi.org/10.1002/ps.5242>
- Taylor, M. A., Goodwin, R. M., McBrydie, H. M., Cox, H. M., & Dominiak, B. C. (2025). Relative effectiveness of methods that sample worker honey bees to estimate *Varroa destructor* populations in *Apis mellifera* colonies. *Apidologie*, 56, Artículo 14. <https://doi.org/10.1007/s13592-024-01143-y>
- Tokach, R., Rinkevich, F. D., Aurell, D., Egnew, N., & Cargo, K. (2026). Evaluation of late-season *Varroa destructor* treatments and their impact on amitraz resistant mite populations. *Scientific Reports*, 16(1), Artículo 14778. <https://doi.org/10.1038/s41598-026-44796-8>
- Traynor, K. S., et al. (2020). *Varroa destructor*: a complex parasite, crippling honey bees worldwide.
- Traynor, K. S., Mondet, F., de Miranda, J. R., Techer, M., Kowallik, V., Oddie, M. A. Y., Chantawannakul, P., & McAfee, A. (2020). *Varroa destructor*: A complex parasite, crippling honey bees worldwide. *Trends in Parasitology*, 36(7), 592–606. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2020.04.004>
- Underwood, R., & López-Urbe, M. (2025). Biotechnical control strategies and reproductive biology of *Varroa destructor*. *Journal of Apicultural Science*, 69(1), 45–58. <https://doi.org/10.2478/jas-2025-0004>
- United States Department of Agriculture. (2021). *Honey bee colony losses report*. National Agricultural Statistics Service (NASS). <https://www.nass.usda.gov>
- Vlogiannitis, S., Mavridis, K., Dermauw, W., Snoeck, S., Katsavou, E., Morou, E., Harizanis, P., Swevers, L., Hemingway, J., Feyereisen, R., van Leeuwen, T., & Vontas, J. (2021). Reduced proinsecticide activation by cytochrome P450

confers coumaphos resistance in the major bee parasite *Varroa destructor*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 118(6), Artículo e2020380118. <https://doi.org/10.1073/pnas.2020380118>

Wilfert, L., Long, G., Leggett, H. C., Schmid-Hempel, P., Butlin, R., Martin, S. J. M., & Boots, M. (2016). Deformed wing virus is a recent global epidemic in honeybees driven by *Varroa* mites. *Science*, 351(6273), 594–597. <https://doi.org/10.1126/science.aac9974>

Xu, X., Zhang, Y., Wang, L., Liu, Z., & Chen, Y. (2025). Thermal tolerance differential between *Varroa destructor* and *Apis mellifera*: Principles for hyperthermic treatments. *Veterinary Parasitology*, 325, Artículo 110112. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2025.110112>