



ARTÍCULO ORIGINAL

## Fluctuación de la prevalencia viral en relación a la infestación por *Varroa destructor*

Marcos D. Salina<sup>1,2</sup>, Maricel Vega<sup>4</sup>, María E. Bravi<sup>1,3</sup>, Bárbara Bais<sup>1,3</sup> y Hernán G. Sguazza<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Laboratorio de Virología, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de La Plata (UNLP), Argentina.

<sup>2</sup> Agencia Nacional de Promoción Científica y Tecnológica (ANPCyT), Argentina.

<sup>3</sup> Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET), Argentina.

<sup>4</sup> Curso de Producción Animal I, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina.

E-mail de contacto: [marcosdsalina@gmail.com](mailto:marcosdsalina@gmail.com)

Recibido: 23 mayo 2022; aceptado: 6 septiembre 2022; publicado: 11 enero 2023

### Resumen

Las abejas melíferas son de gran importancia para la humanidad, no solo proporcionan una gran variedad de productos derivados de la colmena, también polinizan los ecosistemas e incrementan las producciones agrícolas de importancia alimentaria. Muchos patógenos pueden afectar la salud de las colonias y en ocasiones provocar su colapso, uno de los agentes más importantes es *Varroa destructor*. Este ectoparásito puede, además, actuar como vector mecánico o biológico de ciertos virus. El objetivo de este estudio fue determinar la relación entre la presencia de virus y la prevalencia del ácaro *V. destructor* en colonias de abejas melíferas en diferentes estaciones del año. Veinte colonias fueron muestreadas cuatro veces durante un año. Se cuantificó el porcentaje de infestación de *V. destructor* y la presencia de virus en muestras de abejas y ácaros. Con la excepción del virus de las alas deformadas, no se encontró asociación directa entre la presencia del ácaro y los virus detectados. También se demostró que las colonias con alto porcentaje de infestación de ácaros, mostraron detección de virus con mayor frecuencia.

**Palabras clave:** *Apis mellifera*, co-infección, *Varroa destructor*, virus de las alas deformes.

### Fluctuation of viral prevalence in relation to *Varroa destructor* infestation

#### Abstract

Honey bees are of great importance to humanity, not only by providing a wide variety of products derived from the hive but also pollinating ecosystems and increase agricultural production of food importance. Many pathogens can affect the health of the colonies and sometimes cause their collapse; one of the most important agents is *Varroa destructor*. Moreover, this ectoparasite can act as a mechanical or biological vector for some viruses. The objective of this study was to determine the relationship between the presence of viruses and the prevalence of the *V. destructor* mite in honey bee colonies in different seasons. Twenty colonies were sampled four times during a year. The percentage of *V. destructor* infestation and the presence of viruses in samples of bees and mites were quantified. Except for the Deformed wing virus, a direct association between the presence of the mite and the detected viruses was not found. Colonies with high percentage of mite infestation showed virus detection more frequently.

**Keywords:** *Apis mellifera*, co-infection, *Varroa destructor*, Deformed wing virus.

#### INTRODUCCIÓN

La actividad apícola tiene una gran importancia socio-económica y ecológica, no sólo por estar asociada a la producción de miel, jalea real, polen y propóleos,

sino por el rol fundamental que cumple la abeja *Apis mellifera*, en la polinización de sistemas naturales y también de sembrados industrializados. En este sentido, la apicultura asegura la sustentabilidad productiva de los cultivos, y también favorece la preservación de la

biodiversidad en la mayoría de los ecosistemas terrestres (Aizen & Harder, 2009; Decourtye *et al.*, 2010).

En el nuevo escenario mundial de los últimos 15 años, se han detectado múltiples casos de pérdidas a gran escala de colonias de abejas al final del invierno en todo el mundo. Este fenómeno, denominado “Síndrome de despoblamiento de colmenas” (SDC) se informó por primera vez en 2006 (vanEngelsdorp *et al.*, 2017). Si bien, las causas aún no se han determinado totalmente, diferentes factores parecen contribuir, incluyendo interacciones complejas entre el medio ambiente y enfermedades por diversos patógenos y parásitos (Brutscher *et al.*, 2016; Giacobino *et al.*, 2016; Meana *et al.*, 2017); así como el uso de agroquímicos (Cresswell *et al.*, 2012). Es por ello, que se considera un fenómeno multifactorial, debido a que es difícil identificar un solo agente causal en relación a la alta mortalidad. Sin embargo, cada vez más evidencias lo asocian a la interacción entre la infestación por el ácaro ectoparásito *Varroa destructor* con las infecciones virales (Francis *et al.*, 2013).

En general, las enfermedades de origen viral no producen signos clínicos muy manifiestos en las colonias, por lo que los virus fueron poco detectados décadas atrás (Bailey, 1967). De todos modos, el papel de los virus en las enfermedades de las abejas genera una preocupación creciente (Brutscher *et al.*, 2015). Hasta el presente se han identificado 70 virus que afectan a estos insectos (Beaurepaire *et al.*, 2020). A la fecha, en Argentina se han reportado diez virus en abejas (Salina *et al.*, 2021). El virus de la parálisis aguda (ABPV); el virus de la parálisis aguda Israelí (IAPV) (Reynaldi *et al.*, 2011) y el virus de Cachemira (KBV) conforman el complejo “AIK” debido a que presentan alta homología entre sus genomas y provocan signos similares (de Miranda *et al.*, 2010). Si bien KBV aún no se encontró en Argentina, ya fue reportado en Chile por Riveros *et al.* (2018). Entre los virus detectados se encuentran el virus de las celdas reales negras (BQCV); el virus de la cría ensacada (SBV) (Reynaldi *et al.*, 2010); el virus de las alas deformadas (DWV) (Sguazza *et al.*, 2013; Molineri *et al.*, 2017a; Molineri *et al.*, 2017b); y el virus de la parálisis crónica (CBPV) que aún no ha sido clasificado (ICTV, 2021). Recientemente, Quintana *et al.* (2019) informó la detección de *Apis mellifera* filamentous virus (AmFV), mientras que el virus del lago Sinaí (LSV) ha sido reportado por Brasesco *et al.* (2021). A excepción de AmFV, que posee genoma de ADN, la mayoría de ellos son virus ARN monocatenarios, clasificados como *Picornalike* virus (Mc Menamin & Genersch, 2015). Los de mayor prevalencia a nivel mundial son DWV y SBV (Remnant

*et al.*, 2017), mientras que en Argentina son DWV, IAPV y SBV (Molineri *et al.*, 2017a).

El DWV se considera una quasispecies viral y según la quasispecies infectante puede o no presentar signos visibles (Mordecai *et al.*, 2016). Las variantes virales pueden estar presentes en la colonia sin causar signología aparente, cuando infecta a las abejas adultas, estas se convierten en portadoras del virus e infectan a las larvas durante su desarrollo. Las pupas infectadas con DWV generan individuos adultos que emergen con un tamaño inferior al normal, las alas pueden presentar deformidades o encontrarse atrofiadas impidiéndoles volar. Además, pueden presentar una reducción de la esperanza de vida e incluso la muerte (Salina *et al.*, 2021).

Por su parte, la enfermedad de la cría ensacada, producida por SBV, se cree que es propia de la cría (que adquiere forma de saco), aunque en Polonia y Alemania fue detectado en una gran cantidad de abejas adultas muertas en colonias infestadas con *V. destructor* (Ball & Allen, 1988). Se multiplica en abejas jóvenes sin causar signología aparente (Bailey, 1967), lo cual permite que el virus persista en las colonias durante años. No obstante, no se observa un gran porcentaje de muertes de larvas porque las abejas adultas detectan y remueven del panal a la mayoría de las larvas en estadios tempranos de la infección (Dziechciarz *et al.*, 2022).

Las abejas infectadas con ABPV e IAPV, manifiestan un temblor en las alas seguido de una parálisis progresiva que las lleva a la muerte (Salina *et al.*, 2021). El CBPV se caracteriza por causar alteración o falta total del vuelo, temblor y algunas veces los individuos toman un color negro con aspecto “aceitoso” (Allen & Ball, 1996). En el caso de BQCV, generalmente se lo encuentra en colonias de abejas que están infectadas con *Nosema apis* (Allen & Ball, 1996), recientemente clasificado por Zhang *et al.* (2021) como *Vairormorpha sp.* Este agente altera el tracto digestivo permitiendo que el virus penetre (Bailey *et al.*, 1983). BQCV afecta principalmente al sistema reproductor de pupas de reinas, otorgándole un tono castaño oscuro a negro a las celdas reales. En casos en que la colonia presenta una alta carga viral, puede provocar un aumento de deriva debido a la falta de orientación de las abejas (Retschnig *et al.*, 2019). En cuanto al AmFV, generalmente no causa un alto impacto en la vida útil del hospedador, por lo que se lo considera un virus de baja patogenicidad en abejas (Gauthier *et al.*, 2015). Por último, el LSV recientemente descubierto, a pesar de no conocerse mucho acerca de su mecanismo patogénico, ha sido relacionado con el SDC (Comman *et al.*, 2019).

Por su parte, *V. destructor* puede actuar como vector

de transmisión de varios virus de abejas melíferas. El más asociado es el DWV (Mondet *et al.*, 2014), que presenta cuatro variantes: DWV-A, DWV-B (anteriormente denominado *Varroa destructor virus 1*), DWV-C (Posada-Florez *et al.*, 2019) y DWV-D (Bailey *et al.*, 1979, revisado en Beaurepaire *et al.*, 2020). Los últimos reportes sugieren que la variante DWV-B e IAPV replican en el ácaro, por lo que en este caso se lo considera un vector biológico (Di Prisco *et al.*, 2011; Yañez *et al.*, 2020). Para el caso de ABPV, KBV y SBV, el ectoparásito se comporta como vector mecánico, ya que el virus solo replica en las abejas (Francis *et al.*, 2013; Shen *et al.*, 2005). Por el contrario, no existen reportes acerca de si BQCV se vectoriza por medio *V. destructor* (Yañez *et al.*, 2020).

Algunos autores consideran que la inmunosupresión generada por *V. destructor* favorece la replicación viral lo que podría desencadenar en infecciones manifiestas, reduciendo la vida útil de las abejas y causando signos visibles (Yue & Genersch, 2005; Molineri *et al.*, 2017a).

El ciclo de vida de *V. destructor* está adaptado al desarrollo de las abejas melíferas, debido a que, en la fase reproductiva, los ácaros se encuentran en las celdas de crías de abejas y se alimentan de los cuerpos grasos de las abejas (Ramsey *et al.*, 2019). Debido a esto, de primavera a otoño el ácaro se desarrolla en relación al aumento de la cría de abejas, llegando al otoño con una alta densidad poblacional. Luego, a medida que se aproxima el invierno, se reduce el número de crías de abejas y, como consecuencia, la cantidad de ácaros existentes se concentra en este menor número de crías, restringiéndose su reproducción. Esto trae aparejado un debilitamiento de la colonia (Martin, 1998).

Debido a que los ácaros pueden actuar como un importante vector de transmisión al alimentarse de su hospedador; la prevalencia, distribución y virulencia de los virus de las abejas melíferas pueden estar relacionadas a la infestación con *V. destructor* (Mondet *et al.*, 2014; Remnant *et al.*, 2017). La prevalencia puede estar influenciada por varios factores, como las condiciones medioambientales (Molineri *et al.*, 2017a). Generalmente, el porcentaje de infestación por el ectoparásito es más alto hacia la temporada de verano y otoño. En invierno, la transmisión viral, está asociada a los ácaros que se encuentran en la fase forética (Francis *et al.*, 2013).

La dispersión de virus en el ambiente puede verse influenciada por otras especies de insectos polinizadores y no polinizadores que comparten recursos con las abejas melíferas. Se han detectado virus de abejas en abejorros, abejas solitarias, avispas y hormigas (Salina *et al.*, 2021).

El objetivo del presente trabajo fue estudiar la relación entre la presencia de virus y la prevalencia parasitaria del ácaro *V. destructor* en colonias de abejas melíferas durante un año.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Muestreo

Se realizó un estudio a partir de 20 colonias de abejas comprendido entre el verano 2014 y verano 2016 en el apiario experimental de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de La Plata. El ensayo se dividió en 4 etapas. Durante la primera, verano de 2014 al 2015, las colonias no recibieron tratamiento con acaricidas para el control de *V. destructor*. En verano de 2015, se realizó el primer muestreo y luego las colonias fueron tratadas con acaricidas comerciales (Cumafós). Posteriormente, se tomaron muestras en las siguientes tres etapas: otoño e invierno de 2015 y verano de 2016. Utilizando un frasco de boca ancha se recolectaron aproximadamente 300 abejas nodrizas de ambos lados de tres cuadros con cría abierta, intercalados entre ellos (Dietemann *et al.*, 2013). Las muestras fueron remitidas al Laboratorio de Virología de la Facultad de Ciencias Veterinarias UNLP, donde de cada muestra se separaron y almacenaron a -80 °C entre 30 y 50 abejas al azar, garantizando una conservación óptima del ARN viral hasta su procesamiento. La muestra restante se almacenó a -20 °C.

### Tasa de infestación de *Varroa destructor*

En las cuatro instancias de muestreo se realizó la cuantificación del nivel de infestación de *V. destructor*. Para ello, las abejas conservadas a -20 °C se colocaron en un frasco con agua y alcohol (1:1), y se agitó enérgicamente. Luego, se volcó el contenido de los frascos en un tamiz de 2 mm, el cual retiene las abejas, dejando pasar los ácaros que recaen en un paño blanco. Posteriormente, se calculó la tasa de infestación en abejas adultas por colonia, dividiendo el número de ácaros contados por el número de abejas en la muestra y multiplicando por 100 (Dietemann *et al.*, 2013). Los ácaros recolectados se conservaron a -80 °C para su posterior procesamiento en busca de virus.

### Detección de virus

De cada muestra conservada a -80 °C se tomaron 15 abejas seleccionadas al azar, fueron homogeneizadas en

un mortero con arena estéril y 2 ml de solución salina tamponada con fosfato (PBS). Para los ácaros, se procesó el pool de ácaros recolectados por muestra, ajustando en cada caso el volumen de PBS y se procedió de la misma manera. Se extrajo ARN total utilizando Trizol® (Invitrogen) y se resuspendió en 50 ml de agua libre de nucleasas. Para eliminar el ADN genómico contaminante todas las muestras fueron tratadas con DNasa (Promega), en baño María a 37 °C por 30 min. La reacción se detuvo con solución de stop a 65 °C por 10 min. Para la síntesis de cDNA, se utilizó la enzima M-MLV (Promega) de acuerdo con el protocolo del fabricante. En cada rutina de extracción se incorporó  $\beta$ -actina como control positivo y agua ultrapura como control negativo.

Se realizó una RT multiplex PCR (RT-mPCR) para detectar la presencia de siete virus de abejas: IAPV, DWV, SBV, ABPV, BQCV, CBPV y KBV, de acuerdo con lo realizado por Sguazza *et al.* (2013). El protocolo de amplificación consistió en una desnaturalización inicial de 95 °C durante 5 min; seguido de 35 ciclos de 95 °C durante 30 segundos; 53 °C durante 60 segundos; 72 °C durante 90 segundos y, por último, una extensión final de 72 °C durante 10 min. Cada rutina de RT-mPCR se llevó adelante con controles positivo y negativo en un IVEMA T18.

En todos los casos, los productos de amplificación se analizaron en electroforesis en gel de agarosa al 2 %, teñido con bromuro de etidio, comparando el tamaño molecular de los fragmentos con el de un marcador de peso molecular 100 pb (PromegaLab., Madison, WI, USA).

### Análisis estadístico

Los datos se ordenaron en tablas de contingencia

para variables cualitativas de 2x2, con el fin de comparar proporciones y determinar la relación entre las variables en estudio. Se establecieron como variables categóricas la Presencia/Ausencia de virus en abejas VS Presencia/Ausencia del ácaro en la colmena. Se utilizó el Test exacto de Fisher's ( $\alpha=0,05$ ;  $n=20$ ). La información fue analizada en el programa GRAPHPAD 8.0.

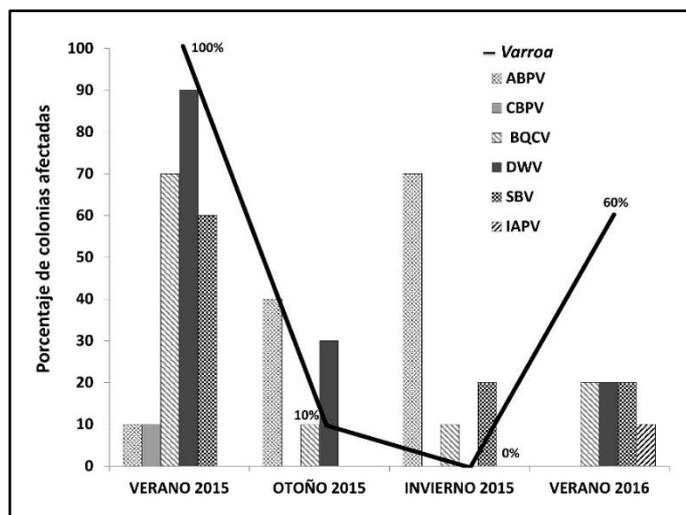
## RESULTADOS Y DISCUSION

### Infestación con *Varroa destructor*

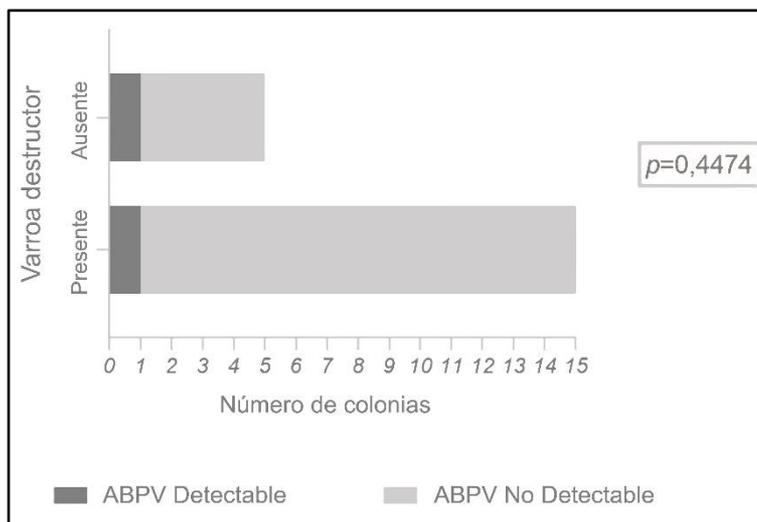
En el primer periodo, verano de 2015, el 100 % de las colmenas mostró presencia del ácaro. Los valores de infestación variaron entre 1,9 % y 33,4 %, con un nivel medio de infestación del 11,85 %. Incluso la colonia con mayor porcentaje de infestación (33,4 %) presentó abejas con alas deformadas y en muñón. En el otoño siguiente, la prevalencia del ácaro disminuyó en un 90 % después del tratamiento con cumafós, presentando las colmenas un valor medio de 0,15 % de nivel de infestación (entre 0 % y 3 %). En invierno no se detectó el ácaro y en verano de 2016 se encontró en el 60 % de las colmenas con una tasa de infestación media del 1,03 % (entre 0 % y 3,3 %).

### Detección viral

En las abejas melíferas se detectaron DWV, BQCV, SBV, ABPV, IAPV, CBPV. La figura 1 muestra el porcentaje de colonias en las que se detectó la presencia de agentes virales y ácaros. Se analizaron un total de 38 muestras de ácaros: 20 verano 2015, 6 de otoño 2015 y 12 de verano 2016. En muestras de verano 2015, se detectó la presencia del virus DWV en ácaros y abejas



**Figura 1.** Porcentaje de colonias en las que se detectó presencia de virus de la parálisis aguda (ABPV), el virus de la parálisis crónica (CBPV), el virus de las celdas reales negras (BQCV), virus de las alas deformadas (DWV), virus de la cría ensacada (SBV), virus de la parálisis aguda Israelí (IAPV) y del ácaro *Varroa destructor* desde verano de 2015 al verano de 2016



**Figura 2.** Detección del virus de la parálisis aguda (ABPV) en colonias de *Apis mellifera* infestadas o no con *Varroa destructor*.

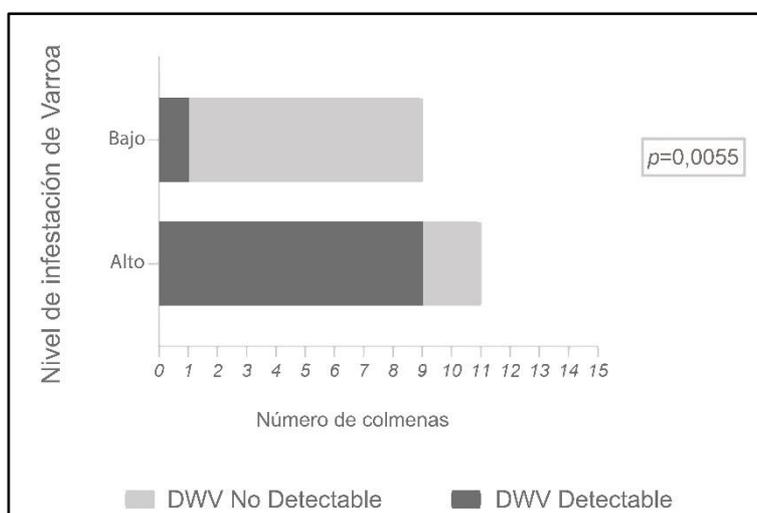
en 6 colonias, datos coincidentes con lo descrito por Ongus (2006). El SBV también fue detectado en simultáneo en una colonia en muestras de ácaros y abejas de verano 2015. En las muestras de otoño, se detectó DWV en ácaros, pero no en la muestra de abejas.

Para los virus ABPV, IAPV, CBPV, BQCV y SBV, el análisis estadístico no mostró diferencias significativas ( $p > 0,05$ ), lo que indica que no habría asociación entre la presencia del ácaro y de virus en las colonias. Con respecto a la detección de ABPV, si bien el estadístico utilizado no fue significativo (Figura 2), es llamativa la aparición de este virus durante el otoño e invierno en el 40 % y 60 % de las colonias, respectivamente (Figura 1), aún con baja o nula infestación de *V. destructor*, lo que sugiere otras rutas de infección para este virus (Yañez *et al.*, 2020; Beaurepaire *et al.*, 2020).

Para el caso de DWV, el estadístico fue significativo lo que indica que existe una dependencia de la presencia del virus y del ácaro en las colonias. Con el objetivo de identificar una posible relación entre el nivel de

infestación del ácaro y la presencia de DWV en las colonias, se realizó un agrupamiento de variables y un segundo análisis considerando dos niveles de infestación del ácaro. Un nivel bajo cuando la prevalencia de ácaros (% Infestación de cada colonia) fue menor que 1 % y un nivel alto cuando fue mayor que 1 %, valor de corte en el que se recomienda el tratamiento (Dietemann *et al.*, 2013). Con este agrupamiento se generó una nueva tabla de contingencia de 2X2 y se analizó con el test exacto de Fisher. El resultado obtenido mostró una diferencia altamente significativa ( $p = 0,0055$ ) entre el nivel de infestación del ácaro y la presencia de este virus en abejas. En términos porcentuales, el 81,82 % de las colonias con alto nivel de *Varroa* mostró presencia de DWV en abejas y el 88,89 % de las colonias con nivel bajo del ácaro mostró ausencia de DWV (Figura 3).

En el presente trabajo observamos que la mayoría de los virus estudiados, se detectan en las abejas melíferas independientemente de la presencia de *V. destructor*. En particular, el DWV fue el único que presentó una



**Figura 3.** Detección del virus de las alas deformes (DWV) en relación al nivel de infestación de Varroosis en colonias de *Apis mellifera*.

asociación directa con el grado de infestación del ácaro, resultado coincidente con el estudio de Mondet *et al.* (2014), quienes tampoco detectaron DWV en ausencia de ácaros. Al final del ensayo, aumentó el porcentaje de infestación de ácaros y se detectó DWV nuevamente. Estos resultados, podrían estar relacionados con la infección de DWV que se produce en el ácaro, lo que podría admitir un modelo sobre cómo la alimentación de ácaros puede influir en el título de DWV en abejas melíferas. A su vez, nuestros resultados son consistentes con las observaciones reportadas por Annoscia *et al.* (2019), quienes afirman que los niveles de infección viral más altos están vinculados a la replicación activa del virus dentro del ácaro infectado. Tal como lo afirma Giacobino *et al.* (2016), nuestros resultados respecto a DWV concluyen que *V. destructor* juega un papel importante en su transmisión.

Para el resto de los virus analizados, la presencia-ausencia de ácaros no presentó relación con las infecciones virales. Para el caso de SBV, el otro virus detectado en *Varroa*, también se podría relacionar con su alto porcentaje de detección en colonias infestadas por el ácaro. Sin embargo, en las etapas sucesivas se detectó independientemente de la presencia de ácaros. El BQCV se encontró en mayor cantidad al inicio del estudio y luego se mantuvo en un bajo porcentaje. Esto podría explicarse, al igual que para el caso de DWV y SBV, por la presencia de un reservorio en polinizadores silvestres que mantenga estos virus en el ambiente (Susevich *et al.*, 2021). Compartir el entorno con otros insectos puede hacer variar las infecciones virales: hay especies simpátricas que comparten virus que originalmente fueron descritos en la abeja melífera (Dalmon *et al.*, 2021). Otros virus como ABPV no se detectaron en las muestras de ácaros, sin embargo, aumentaron su porcentaje en ausencia de este posible vector. De manera similar ocurrió para el caso de IAPV y CBPV, que su presencia no se relacionó con las variaciones en el porcentaje de infestación por *Varroa*. En este sentido, las infecciones virales pueden propagarse entre colonias incluso con poca carga de ácaros (Francis *et al.*, 2013).

Además de la varroosis, otras situaciones de estrés como clima desfavorable, pesticidas y prácticas de manejo inadecuadas pueden influir sobre el estado nutricional de las colmenas o, la infección por otro patógeno como *Vairimorpha sp.*, podrían causar inmunosupresión deviniendo en infecciones virales y viéndose reflejado en fluctuaciones respecto a la prevalencia viral (Molineri *et al.*, 2017a). La influencia de factores no controlables podría explicar la aparición de la variabilidad de ciertos virus en relación al grado de

infestación.

Por lo tanto, la ausencia de una relación lineal entre la detección de SVB, BQCV, ABPV, IAPV y CBPV y la infestación por *Varroa* podría deberse a la presencia de estos virus en otros polinizadores y no polinizadores con los que las abejas melíferas comparten el ambiente. En este posible escenario, los virus pueden propagarse con mayor facilidad y, por lo tanto, el título detectado en las colonias no estar correlacionada con el porcentaje de *Varroa* (Molineri *et al.*, 2017a).

En Argentina se ha demostrado la dispersión de virus de abejas melíferas a otras especies de insectos polinizadores y no polinizadores que conviven en el ambiente (Salina *et al.*, 2021), tales el caso de abejorros, abejas sin aguijón, *Xylocopa augusti*, avispas, hormigas y *Nezara viridula* (Susevich *et al.*, 2021). Por lo tanto, las diferencias ecológicas que se presentan entre las diferentes especies pueden estar relacionadas con la prevalencia de las infecciones virales en las abejas melíferas.

El hecho de que el virus de las alas deformadas haya sido el único que presentó una correlación con el porcentaje de infestación de *Varroa*, puede deberse a que el ácaro es un vector biológico de DWV ya que el virus replica en él (Yañez *et al.*, 2020).

Por lo expuesto, tal como afirma Molineri *et al.* (2017a) en su trabajo, consideramos que la prevalencia de los virus presentes en nuestra región es multifactorial, ya que puede deberse a varias causas entre las que se destacan las condiciones climáticas y medioambientales y las co-infecciones con otros patógenos como *Vairimorpha sp.* Debido a que se ha detectado la presencia de DWV, SVB y BQCV en polinizadores silvestres, *Bombus atratus* (Álvarez *et al.*, 2017) y *X. augusti* (Lucia *et al.*, 2014) las fluctuaciones en las infecciones virales presentes en nuestros estudios pueden deberse a la existencia de otras vías de transmisión viral con otros insectos polinizadores y no polinizadores con quienes comparten el ambiente y recursos. Cuando la abeja melífera infectada visita las flores como fuente de alimento (Bodden *et al.*, 2019), puede dejar partículas virales en su superficie facilitando la transmisión de estos patógenos (Dalmon *et al.*, 2021). Los virus SBV, BQCV y DWV han sido detectados en gránulos de polen demostrando una mayor transmisión a abejas no infectadas (Dalmon *et al.*, 2021). Estos hechos evidencian la dispersión de los virus en el ambiente de los insectos.

## CONCLUSIONES

En este trabajo fue demostrada una relación directa

entre *V. destructor* y el DWV. A medida que la infestación por el ácaro aumenta en las colonias, mayores son las probabilidades de que estén infectadas con DWV y a menor infestación menor probabilidad de detectar el virus. Estas evidencias realzan aún más la importancia de un correcto control de este ectoparásito. No se encontró relación entre los virus restantes y la presencia del ácaro, lo que indica que aún faltan descifrar las vías de dispersión de estos agentes y el rol que cumplen otros polinizadores e insectos asociados a las colonias. Futuros estudios permitirán identificar los factores de riesgo asociados a la presencia de virus y su relación con otros patógenos para profundizar en el conocimiento de los mecanismos de dispersión viral y lograr con ello diseñar alternativas para el manejo viral.

## FINANCIAMIENTO

Este trabajo fue financiado por la Agencia Nacional de Promoción Científica y Tecnológica (ANPCyT) a través de convocatoria Proyectos de Investigación Científica y Tecnológica (PICT) 2017 1046.

## DECLARACIÓN DE CONFLICTO DE INTERESES

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

## REFERENCIAS

- Aizen, M.A., & Harder, L.D. (2009). The global stock of domesticated honey bees is growing slower than agricultural demand for pollination. *Current Biology*, 19, 915-918. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2009.03.071>
- Allen, M., & Ball, B.V. (1996). The incidence and world distribution of honey bee viruses. *Journal of Bee World*, 77(3), 141-162. <https://doi.org/10.1080/0005772X.1996.11099306>
- Álvarez, L.J., Reynaldi, F.J., Ramello, P.J., Sguazza, G.H., Abrahamovich, A.H., & Lucia, M. (2017). Detection of honey bee viruses in Argentinian stingless bees (Hymenoptera: Apidae). *Insectes Sociaux*, 65, 191-197. <https://doi.org/10.1007/s00040-017-0587-2>
- Annoscia, D., Brown, S.P., Di Prisco, G., De Paoli, E., Del Fabbro, S., Frizzera, D., Zanni, V., Galbraith, D.A., Caprio, E., Grozinger, C.M., Pennacchio, F., & Nazzi, F. (2019). Haemolymph removal by *Varroa* mite destabilizes the dynamical interaction between immune effectors and virus in bees, as predicted by Volterra's model. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 286 (2019), 20190331. <https://doi.org/10.1098/rspb.2019.0331>
- Bailey, L. (1967). The incidence of virus disease in the honeybee. *Annals of Applied Biology*, 60, 43-48. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1967.tb05920.x>
- Bailey, L., Carpenter, J.M., & Woods, R.D. (1979). Egypt bee virus and Australian isolates of Kashmir bee virus. *Journal of General Virology*, 43, 641-647. doi: 10.1099/0022-1317-43-3-641
- Bailey, L., Ball, B.V., & Perry, J.N. (1983). Association of viruses with two protozoal pathogens of the honey bee. *Annals of Applied Biology*, 103 (1), 13-20. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1983.tb02735.x>
- Ball, B.V. & Allen, M.F. (1988). The prevalence of pathogens in the honey bee (*Apis mellifera*) colonies infested with the parasitic mite *Varroa jacobsoni*. *Annals of Applied Biology*, 113, 237-244. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1988.tb03300.x>
- Beaurepaire, A., Piot, N., Doublet, V., Antunez, K., Campbell, E., Chantawannakul, P., Chejanovsky, N., Gajda, A., Heerman, M., Panziera, D., Smagghe, G., Yañez, O., de Miranda, J.R., & Dalmon, A. (2020). Diversity and Global Distribution of Viruses of the Western Honey Bee, *Apis mellifera*. *Insects*, 11 (4), 239. <https://doi.org/10.3390/insects11040239>
- Bodden, J.M., Hazlehurst, J.A., & Wilson Rankin, E. (2019). Floral traits predict frequency of defecation on flowers by foraging bumble bees. *Journal of Insect Science*, 19 (5), 2. <https://doi.org/10.1093/jisesa/iez091>
- Brasero, C., de Landa, G.F., Quintana, S., Junges, C., Di Gerónimo, V., Porrini, L., Reynaldi, F., Eguaras, M., & Maggi, M. (2021). A Lake Sinai Virus variant is infecting managed honey bee colonies of Argentina with varying degrees of *Varroa destructor* infestation. *Bee World*, 98 (4), 126-131. <https://doi.org/10.1080/0005772X.2021.1891724>
- Brutscher, L.M., Daughenbaugh, K., & Flenniken, L.M. (2015). Antiviral defense mechanisms in honey bees. *Current Opinion in Insect Science*, 10, 71-82. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2015.04.016>
- Brutscher, L.M., McMenamin, A.J., & Flenniken, M.L. (2016). The buzz about honey bee viruses. *PLoS Pathogens*, 12 (8), e1005757. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1005757>
- Cornman, R.S. (2019). Relative abundance and molecular evolution of Lake Sinai Virus (Sinaivirus) clades. *Peer J*, 7, e6305. <https://doi.org/10.7717/peerj.6305>
- Cresswell, J.E., Desneux, N., & Vanengelsdorp, D. (2012). Dietary traces of neonicotinoid pesticides as a cause of population declines in honey bees: an evaluation by Hill's epidemiological criteria. *Pest Management Science*, 68, 819-827. <https://doi.org/10.1002/ps.3290>
- Dalmon, A., Diévar, V., Thomasson, M, Fouque, R., Vaissière, B.E., Guilbaud, L., Le Conte, Y., & Henry, M. (2021). Possible Spillover of Pathogens between Bee Communities Foraging on the same floral resource. *Insects*, 12 (2), 122. <https://doi.org/10.3390/insects12020122>
- de Miranda, J.R., Cordon, G., & Budge, G. (2010). The Acute bee paralysis virus-Kashmir bee virus-Israeli acute paralysis virus complex. *Journal of Invertebrate Pathology*, 103 (1), 30-47. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2009.06.014>
- Decourtye, A., Mader, E., & Desneux, N. (2010). Landscape enhancement of floral resources for honey bees in Agroecosystems. *Apidologie*, 41 (3), 264-277. <https://doi.org/10.1051/apido/2010024>
- Di Prisco, G., Annoscia, D., Margiotta, M., Ferrara, R., Varricchio, P., Zanni, V., Caprio, E., Nazzi, F., & Pennacchio, F. (2016). A mutualistic symbiosis between a parasitic mite and a pathogenic virus undermines honey bee immunity and health. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 113 (12), 3203-3208. <https://doi.org/10.1073/pnas.1523515111>
- Dietemann, V., Nazzi, F., Martin, S.J., Anderson, D., Locke, B., Delaplane, K.S., Wauquiez, Q., Tannahill, C., Frey, E.,

- Ziegelmann, B., Rosenkranz, P. & Ellis, J.D. (2013). Standard methods for varroa research. *Journal of Apiculture Research*, 52 (1), 1-54. <https://doi.org/10.3896/IBRA.1.52.1.09>
- Dziechciarz, P., Borsuk, G., & Olszewski, K. (2022). Dead brood of *Apis mellifera* is removed more effectively from small-cell combs than from standard-cell combs. *Animals (Basel)*, 12 (4), 418. <https://doi.org/10.3390/ani12040418>
- Francis, R.M., Nielsen, S.L., & Kryger, P. (2013). Patterns of viral infection in honey bee queens. *Journal of General Virology*, 94 (3), 668-676. <https://doi.org/10.1099/vir.0.047019-0>
- Gauthier, L., Cornman, S., Hartmann, U., Cousserans, F., Evans, J.D., de Miranda, J.R., & Neumann, P. (2015). The *Apis mellifera* Filamentous Virus Genome. *Viruses*, 7 (7), 3798-3815. <https://doi.org/10.3390/v7072798>
- Giacobino, A., Molineri, A.I., Pacini, A., Fondevila, N., Pietronave, H., Rodríguez, G., Palacio, A., Bulacio Cagnolo, N., Orellano, E., Salto, C.E., Signorini M.L., & Merke, J. (2016). *Varroa destructor* and viruses association in honey bee colonies under different climatic conditions. *Environmental Microbiology Reports*, 8 (3), 407-412. <https://doi.org/10.1111/1758-2229.12410>
- Lucia, M., Reynaldi, F.J., Sguazza, G.H., & Abrahamovich, A.H. (2014). First detection of deformed wing virus in *Xylocopa augusti* larvae (Hymenoptera: Apidae) in Argentina. *Journal of Apiculture Research*, 53 (4), 466-468. <https://doi.org/10.3896/IBRA.1.53.4.11>
- Martin, S. (1998). A population model for the ectoparasitic mite *Varroa jacobsoni* in honey bee (*Apis mellifera*) colonies. *Ecological Modelling*, 109 (3), 267-281. [https://doi.org/10.1016/S0304-3800\(98\)00059-3](https://doi.org/10.1016/S0304-3800(98)00059-3)
- Mc Menamin, A.J., & Genersch, E. (2015). Honey bee colony losses and associated viruses. *Current Opinion in Insect Science*, 8, 121-129. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2015.01.015>
- Meana, A., Llorens-Picher, M., Euba, A., Bernal, J.L., Bernal, J., Garcia-Chao, M., Dagnac, T., Castro-Hermida, J.A., Gonzalez-Porto, A.V., Higes, M., & Martin-Hernández, R. (2017). Risk factors associated with honey bee colony loss in apiaries in Galicia, NW Spain. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 15 (1), e0501. <https://doi.org/10.5424/sjar/2017151-9652>
- Molineri, A., Pacini, A., Giacobino, A., Bulacio-Cagnolo, N., Aignasse, A., Zago, L., Fondevila, L.N., Ferrufino, C., Merke, J., Orellano, E., Bertozzi, E., Pietronave, H., Signorini, M.L. (2017a). Prevalence of honey bee (*Apis mellifera*) viruses in temperate and subtropical regions from Argentina. *Revista Argentina de Microbiología*, 49 (2), 166-173. <https://doi.org/10.1016/j.ram.2016.12.004>
- Molineri, A., Giacobino, A., Pacini, A., Bulacio Cagnolo, N., Fondevila, N., Ferrufino, C., Merke, J., Orellano, E., Bertozzi, E., Masciángelo, G., Pietronave, H., & Signorini, M. (2017b). Risk factors for the presence of Deformed wing virus and Acute bee paralysis virus under temperate and subtropical climate in Argentinian bee colonies. *Preventive Veterinary Medicine*, 140, 106-115. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2017.02.019>
- Mondet, F., de Miranda, J.R., Kretschmar, A., Le Conte, Y., & Mercer, A.R. (2014). On the front line: quantitative virus dynamics in honeybee (*Apis mellifera* L.) colonies along a new expansion front of the parasite *Varroa destructor*. *PLoS Pathogens*, 10 (8), e1004323. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1004323>
- Mordecai, G.J., Wilfert, L., Martin, S.J., Jones, I.M., & Schroeder, D.C. (2016). Diversity in a honey bee pathogen: First report of a third master variant of the Deformed wing virus quasispecies. *The ISME Journal*, 10, 1264-1273. <https://doi.org/10.1038/ismej.2015.178>
- Ongus, J.R. (2006). *Varroa destructor* virus 1: a new picorna-like virus in *Varroa mites* as well as honey bees. PhD thesis, Wageningen University., The Netherlands. <https://edepot.wur.nl/121779>
- Posada-Florez, F., Childers, A.K., Heerman, M.C., Egekwu, N.I., Cook, S.C., Chen, Y., Evans, J.D., & Ryabov, E. (2019). Deformed wing virus type A, a major honey bee pathogen, is vectored by the mite *Varroa destructor* in a non-propagative manner. *Scientific Reports*, 9, 12445. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-47447-3>
- Quintana, S., Brasesco, C., Porrini, L.P., Di Gerónimo, V., Eguaras, M.J., & Maggi, M. (2019). First molecular detection of *Apis mellifera* filamentous virus (AmFV) in honey bees (*Apis mellifera*) in Argentina. *Journal Apiculture Research*, 59 (2), 211-217. <https://doi.org/10.1080/00218839.2019.1690100>
- Ramsey, S.D., Ronal, O., Bauchan, G., Gulbranson, C., Mowery, J.D., Cohen, A., Lim, D., Joklik, J., Cicero, J.M., Ellis, J.D., Hawthorne, D., & vanEngelsdorp, 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>
- Remnant, E.J., Shi, M., Buchmann, G., Blacquière, T., Holmes, E.C., Beekman, M., & Ashed, A. (2017). A diverse range of novel RNA viruses in geographically distinct honey bee populations. *Journal of Virology*, 91 (16), e00158-17. <https://doi.org/10.1128/JVI.00158-17>
- Retschnig, G., Kellermann, L.A., Mehmman M.M., Yañez, O., Winiger, P., Williams, G.R., & Neumann, P. (2019). Black queen cell virus and drifting of honey bee workers (*Apis mellifera*). *Journal of Apiculture Research*, 58 (5), 754-755. <https://doi.org/10.1080/00218839.2019.1655133>
- Reynaldi, J.F., Sguazza, G.H., Pecoraro, M.R., Tizzano, M.A., & Galosi, C.M. (2010). First report of viral infections that affect Argentine honeybees. *Environmental Microbiology Reports*, 2 (6), 749-751. <https://doi.org/10.1111/j.1758-2229.2010.00173.x>
- Reynaldi, J.F., Sguazza, G.H., Tizzano, M.A., Fuentealba, N., Galosi, C.M., & Pecoraro, M.R. (2011). First report of Israeli acute paralysis virus in asymptomatic hives of Argentina. *Revista Argentina de Microbiología*, 43 (2), 84-86.
- Riveros, G., Arismendi, N., Zapata, N., Smagghe, G., Rodríguez, M., Gerding, M., & Vargas, M. (2018). A scientific note on first detection of Kashmir bee virus in *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae) in South America. *Apidologie*, 49 (2), 220-223. <https://doi.org/10.1007/s13592-017-0545-z>
- Salina, M.D., Genchi García, M.L., Bais, B., Bravi, M.E., Brasesco, C., Maggi, M., Pecoraro, M., Larsen, A., Sguazza, G.H., & Reynaldi, F.J. (2021). Viruses that affect Argentinian honey bees (*Apis mellifera*). *Archives of Virology*, 166, 1533-1545. <https://doi.org/10.1007/s00705-021-05000-6>
- Sguazza, G.H., Reynaldi, F.J., Galosi, C.M., & Pecoraro, R.M. (2013). Simultaneous detection of bee viruses by multiplex PCR. *Journal of Virology Methods*, 194 (1-2), 102-106. <https://doi.org/10.1016/j.jviromet.2013.08.003>
- Shen, M.Q., Cui, L.W., Ostiguy, N., & Cox-Foster, D. (2005). Intricate transmission routes and interactions between picorna-like viruses (Kashmir bee virus and sacbrood virus) with the honeybee host and the parasitic varroa mite. *Journal*

- of *General Virology*, 86, 2281–2289. <https://doi.org/10.1099/vir.0.80824-0>
- Susevich, M.L., Genchi Garcia, M.L., Bravi, M.E., Echeverria, M.G., & Reynaldi, F.J. (2021). RNA virus circulation among pollinator and non-pollinator species in Argentina. *Ecología Austral*, 31, 413-419.
- vanEngelsdorp, D., Traynor, K.S., Andree, M., Lichtenberg, E.M., Chen, Y., Saegerman, C., & Cox-Foster, D.L. (2017). Colony Collapse Disorder (CCD) and bee age impact honey bee pathophysiology. *PLOS ONE*, 12 (7), e0179535. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0179535>
- Yañez, O., Piot, N., Dalmon, A., de Miranda, J.R., Chantawannakul, P., Panziera, D., Amiri, E., Smagghe, G., Schroeder, D., & Chejanovsky, N. (2020). Bee Viruses: Routes of Infection in Hymenoptera. *Frontiers in Microbiology*, 11, 943. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.00943>
- Yue, C., & Genersch, E. (2015). RT-PCR analysis of Deformed wing virus (DWV) in bees (*Apis mellifera*) and mites (*Varroa destructor*). *Journal of General Virology*, 86, 3419–3424. <https://doi.org/10.1099/vir.0.81401-0>
- Zhang, Y., Meiling, S., Long, W., Shaokang, H., Songkun, S., & Wei-Fone, H. (2021). *Vairimorpha* (*Nosema*) *ceranae* infection alters honey bee microbiota composition and sustains the survival of adult honey bees. *Biology (Base1)*, 10 (9), 905. <https://doi.org/10.3390/biology10090905>

Derechos de Autor (c) 2023 Marcos Salina, Maricel Vega, María E. Bravi, Bárbara Bais, Hernán Sguazza



Este texto está protegido por una licencia [Creative Commons 4.0](https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/)

Usted es libre para Compartir —copiar y redistribuir el material en cualquier medio o formato— y Adaptar el documento —remezclar, transformar y crear a partir del material— para cualquier propósito, incluso para fines comerciales, siempre que cumpla la condición de:

Atribución: Usted debe dar crédito a la obra original de manera adecuada, proporcionar un enlace a la licencia, e indicar si se han realizado cambios. Puede hacerlo en cualquier forma razonable, pero no de forma tal que sugiera que tiene el apoyo del licenciante o lo recibe por el uso que hace de la obra.

[Resumen de licencia](#), [Texto completo de la licencia](#)