



Universidad Autónoma de Chiapas
Maestría en Ciencias de Producción Agropecuaria Tropical
DES Ciencias Agropecuarias

**Uso de pan de polen como una alternativa de control contra
bacterias fitopatógenas y en salud pública**

TESIS

que para obtener el grado de

**MAESTRA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA
TROPICAL**

Presenta:

Brenda Ovando Díaz F131076

Director de tesis:

Dr. Hernán Orbelín Mandujano Camacho

Codirector de tesis:

Dr. Gabriel Rincón Enríquez

Tuxtla Gutiérrez, Chiapas; Septiembre de 2022



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CHIAPAS
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS, CAMPUS V.
DIRECCIÓN



Villaflores, Chiapas
03 de diciembre de 2021
Oficio N° D/0498/21

C. BRENDA OVANDO DÍAZ
MAESTRANTE EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA TROPICAL
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS CAMPUS V.
P R E S E N T E.

En atención a que usted ha presentado los votos aprobatorios del Honorable Jurado, designado para su evaluación de posgrado, de la tesis titulada: **"USO DE PAN DE POLEN COMO UNA ALTERNATIVA DE CONTROL CONTRA BACTERIAS FITOPATÓGENAS Y EN SALUD PÚBLICA"**, por este conducto le comunico que se le autoriza la impresión del documento, de acuerdo a los lineamientos vigentes de la Universidad.

Sin otro particular, le envío un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"POR LA CONCIENCIA DE LA NECESIDAD DE SERVIR"

FACULTAD DE
CIENCIAS AGRONOMICAS



AUTONOMA
DIRECCION

M. C. CARLOS ALBERTO VELÁZQUEZ SANABRIA
ENCARGADO DE LA DIRECCIÓN

C. o. p. Archivo

CAVS*MARH.



Código: FO-113-05-05

Revisión: 0

CARTA DE AUTORIZACIÓN PARA LA PUBLICACIÓN ELECTRÓNICA DE LA TESIS DE TÍTULO Y/O GRADO.

El (la) suscrito (a) BRENDA OVANDO DIAZ,
Autor (a) de la tesis bajo el título de "USO DE PAN DE POLEN COMO UNA ALTERNATIVA DE CONTROL CONTRA BACTERIAS FITOPATÓGENAS Y EN SALUD PÚBLICA",
presentada y aprobada en el año 20 22 como requisito para obtener el título o grado de MAESTRIA EN CIENCIAS DE PRODUCCIÓN AGROPECUARIA TROPICAL, autorizo a la Dirección del Sistema de Bibliotecas Universidad Autónoma de Chiapas (SIBI-UNACH), a que realice la difusión de la creación intelectual mencionada, con fines académicos para que contribuya a la divulgación del conocimiento científico, tecnológico y de innovación que se produce en la Universidad, mediante la visibilidad de su contenido de la siguiente manera:

- Consulta del trabajo de título o de grado a través de la Biblioteca Digital de Tesis (BIDITE) del Sistema de Bibliotecas de la Universidad Autónoma de Chiapas (SIBI-UNACH) que incluye tesis de pregrado de todos los programas educativos de la Universidad, así como de los posgrados no registrados ni reconocidos en el Programa Nacional de Posgrados de Calidad del CONACYT.
- En el caso de tratarse de tesis de maestría y/o doctorado de programas educativos que sí se encuentren registrados y reconocidos en el Programa Nacional de Posgrados de Calidad (PNPC) del Consejo Nacional del Ciencia y Tecnología (CONACYT), podrán consultarse en el Repositorio Institucional de la Universidad Autónoma de Chiapas (RIUNACH).

Tuxtla Gutiérrez, Chiapas; a los 29 días del mes de AGOSTO del año 20 22.

BRENDA OVANDO DIAZ

Nombre y firma del Tesista o Tesistas

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer la beca que me otorgó el **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT)**, con número de contrato CVU: **1015667**, permitiendo que pudiese desarrollar los estudios de maestría.

Agradezco a la **Maestría en Ciencias en Producción Agropecuaria Tropical (MCPAT)**, por la aceptación al programa, por creer en mis capacidades y por dejarme desarrollar como investigadora, de acuerdo a su reglamento y enseñanzas de sus docentes.

Agradezco a los integrantes de mi comité: **Dr. Hernán Orbelín Mandujano Camacho, Dr. Gabriel Rincón Enríquez, MC Arturo Fuentes González y MC Ignacio Rafael Zorrilla Sánchez**, por la paciencia, enseñanzas, consejos, y su compañía, en este recorrido de mi crecimiento académico.

Agradezco la paciencia, consejos, ánimos, así como su comprensión, de mis padres y hermano **David Ovando Rizo, Griselda Díaz Murillo y David Ovando Díaz**, durante mis estudios.

Agradezco todo el apoyo, cariño, paciencia y respeto, que siempre me ha brindado mi madrina la **MVZ. Laura Haydee Avilés Serrano**.

Agradezco el apoyo del **MC Miguel Cruz Gálvez**, por patrocinar el equipo y traje protector para trabajar mis muestras con las abejas, por aconsejarme, guiarme así como el apoyarme, en todo momento que he necesitado de su ayuda.

Agradezco el apoyo del **Ing. Juan Carlos Gálvez Núñez**, por dedicar tiempo para platicar y recomendarme con los apicultores de los municipios de Chiapa de Corzo y de Altamirano en momentos de contingencia por Covid-19. Agradezco al apicultor **C. Carlos Héctor Pérez Gómez**, por su apoyo con las colmenas en el municipio de Chiapa de Corzo. Agradezco al apicultor **MVZ Francisco Ribera Palomeque**, por su apoyo con las colmenas del municipio de Tonalá. Agradezco al apicultor **MVZ José Adrián Santis Gómez**, por su apoyo con las colmenas del municipio de Altamirano.

Contenido	Página
Resumen.....	16
1. Introducción.....	18
2. Revisión de literatura.....	21
2.1. Productos de la colmena.....	21
2.1.1. Miel.....	21
2.1.2. Cera.....	21
2.1.3. Jalea real.....	22
2.1.4. Propóleo.....	22
2.1.5. Pan de polen.....	23
2.1.5.1. Usos en la salud pública.....	23
2.1.5.2. Usos en animales.....	25
2.1.6. Polen.....	25
2.2. Bacterias de salud pública.....	26
2.2.1. <i>Escherichia coli</i>	26
2.2.1.1. Definición.....	26
2.2.1.2. Etiología.....	26
2.2.1.3. Clasificación taxonómica.....	26
2.2.1.4. Morfología.....	27
2.2.1.5. Epizootiología.....	27

	Página
2.2.1.6. Transmisión.....	27
2.2.1.7. Patogénesis.....	27
2.2.1.8. Diagnóstico.....	28
2.2.1.9. Tratamiento.....	28
2.2.2. <i>Salmonella</i>	28
2.2.2.1. Definición.....	28
2.2.2.2. Etiología.....	28
2.2.2.3. Clasificación taxonómica.....	29
2.2.2.4. Morfología.....	29
2.2.2.5. Epizootiología.....	29
2.2.2.6. Síntomas.....	30
2.2.2.7. Transmisión.....	30
2.2.2.8. Diagnóstico.....	31
2.2.2.9. Tratamiento.....	31
2.2.3. <i>Staphylococcus aureus</i>	32
2.2.3.1. Definición.....	32
2.2.3.2. Etiología.....	32
2.2.3.3. Clasificación taxonómica.....	32
2.2.3.4. Morfología.....	32
2.2.3.5. Epizootiología.....	33

	Página
2.2.3.6. Diagnóstico.....	33
2.2.3.7. Tratamiento.....	34
2.3. Bacterias Fitopatógenas.....	34
2.3.1. <i>Xanthomonas vesicatoria</i>	34
2.3.1.1. Definición.....	34
2.3.1.2. Clasificación taxonómica.....	34
2.3.1.3. Morfología.....	34
2.3.1.4. Síntomas.....	34
2.3.1.5. Transmisión.....	35
2.3.1.6. Medidas de control.....	35
2.3.1.7. Tratamiento.....	35
2.3.2. <i>Pseudomonas syringae pv. phaseolicola</i>	36
2.3.2.1. Etiología.....	36
2.3.2.2. Clasificación taxonómica.....	36
2.3.2.3. Síntomas.....	36
2.3.2.4. Patogenia.....	36
2.3.2.5. Diagnóstico.....	37
2.3.2.6. Control.....	37
2.3.3. <i>Erwinia amylovora</i>	37
2.3.3.1. Etiología.....	37

	Página
2.3.3.2. Clasificación taxonómica.....	38
2.3.3.3. Ciclo de vida.....	38
2.3.3.4. Síntomas.....	38
2.3.3.5. Medidas de prevención.....	38
2.3.4. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	39
2.3.4.1. Etiología.....	39
2.3.4.2. Clasificación taxonómica.....	39
2.3.4.3. Morfología.....	39
2.3.4.4. Transmisión.....	39
2.3.4.5. Tratamiento.....	39
2.3.5. <i>Dickeya dadantii</i>	40
2.3.5.1. Importancia.....	40
2.3.5.2. Clasificación taxonómica.....	40
2.3.5.3. Morfología.....	40
2.3.5.4. Síntomas.....	40
2.3.5.5. Patogenia.....	41
2.4. Zona Florísticas del estado de Chiapas.....	41
2.4.1. Región cálida zonas protegidas.....	41
2.4.1.1. Predio los Ocotones.....	41
2.4.1.2. Reserva de la biosfera Selva el Ocote.....	42

2.4.2. Región Templada Zonas protegidas.....	42
2.4.3. Forestales.....	42
2.4.4. Frutales.....	43
2.4.5. Agrícola.....	43
2.4.6. Forrajero.....	43
2.4.7. Vegetación del municipio de Altamirano Chiapas.....	43
2.4.8. Vegetación del municipio de Chiapa de corzo Chiapas...	44
2.4.9. Vegetación del municipio de Tonalá Chiapas.....	44
3. Materiales y métodos.....	45
3.1. Descripción del área de estudio.....	45
3.2. Método empleado.....	47
4. Resultados.....	51
5. Discusión.....	62
6. Conclusiones.....	64
7. Recomendaciones.....	65
8. Literatura citada.....	66

Índice de cuadros

Página

Cuadro 1. Localización del área de estudio.....	45
Cuadro 2. Descripción del área de estudio.....	47

Lista de Figuras	Página
Figura 1. Localización del área de estudio.....	45
Figura 2. Selección del panal con suficiente pan de polen (foto de la izquierda) y corte de un pedazo de panal para obtener una muestra con pan de polen por ambos lados (foto de la derecha)	48
Figura 3. Pan de polen dentro de varias celdillas de un panal.....	48
Figura 4. Contenido de flavonoides de pan de polen de distintos lugares de colecta y diferentes formas para su extracción a distintas concentración del pan de polen.....	52
Figura 5. Contenido de flavonoides de pan de polen según los factores origen de colecta, tipo de extracto, centrifugación y cantidad del pan de polen.....	53
Figura 6. Inhibición bacteriana por parte del pan de polen según los factores origen de colecta, tipo de extracto, especie bacteriana y concentración de pan de polen.....	55
Figura 7. Inhibición bacteriana por parte de los tratamientos de pan de polen compuesto por origen de colecta, tipo de extracto, especie bacteriana y concentración de pan de polen en gramos.....	56
Figura 8. Inhibición bacteriana de los tratamientos de pan de polen compuesto por origen de colecta, tipo de extracto, especie bacteriana y concentración de pan de polen en gramos para el sitio de Altamirano.....	58
Figura 9. Inhibición bacteriana de los tratamientos de pan de polen compuesto por origen de colecta, tipo de extracto, especie bacteriana y concentración de pan de polen en gramos para el sitio de Chiapa de Corzo	59

Figuras 10. Inhibición bacteriana de los tratamientos de pan de polen compuesto por origen de colecta, tipo de extracto, especie bacteriana y concentración de pan de polen en gramos para el sitio de Tonalá.....

61

RESUMEN

El pan de polen es un material que las abejas fabrican en la colmena y está compuesta por altas cantidades de vitaminas, compuestos fenólicos y antioxidantes naturales, considerados capaces de inhibir el crecimiento bacteriano. Con el objetivo de conocer el efecto del pan de polen en la inhibición del crecimiento de ocho especies bacterianas de importancia fitopatológica y de salud pública en condiciones *in vitro*, se realizaron bioensayos con la técnica de doble placa. Se colocaron gotas de 20 μ L por tratamiento de pan de polen y se midió el halo de inhibición del crecimiento bacteriano, para lo cual se utilizó un Vernier. El diseño experimental fue bifactorial y se empleó para la extracción de los flavonoides en partes por millón (ppm) agua destilada y etanol al 70%. Las muestras de pan de polen fueron obtenidas de apiarios de los municipios de Altamirano, Chiapa de Corzo, y Tonalá, Chiapas. Las pruebas de laboratorio se realizaron en la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Campus II de la Universidad Autónoma de Chiapas. Los resultados obtenidos en el municipio de Altamirano con base a los flavonoides de origen del pan de polen, fueron más altos que de Chiapa de Corzo y Tonalá, siendo de 1000 ppm. Con respecto al tipo de extracto, con el agua destilada resultó tener una mejor extracción de los flavonoides y por tanto mostró una mayor inhibición ante las ocho bacterias en estudio. Se concluye que la mayor concentración de flavonoides obtenida del pan de polen fue a partir del agua destilada y se encontró una mayor concentración en el municipio de Altamirano a diferencia de Tonalá y Chiapa de Corzo.

Palabras clave: **Alternativa antimicrobiana, resistencia de antibióticos, resistencia bacteriana multirresistentes.**

ABSTRACT

Pollen bread is a material that bees make in the hive and is made up of high amounts of vitamins, phenolic compounds and natural antioxidants, considered capable of inhibiting bacterial growth. In order to know the effect of pollen bread on the growth inhibition of eight bacterial species of phytopathological and public health importance under in vitro conditions, bioassays were carried out using the double-plate technique. Drops of 20 μL were placed per treatment of pollen bread and the inhibition halo of bacterial growth was measured, for which a Vernier was used. The experimental design was bifactorial and was used for the extraction of flavonoids in parts per million (ppm) distilled water and 70% ethanol. The pollen bread samples were obtained from apiaries in the municipalities of Altamirano, Chiapa de Corzo, and Tonala, Chiapas. Laboratory tests were performed at the Faculty of Veterinary Medicine and Zootechnics, Campus II of the Autonomous University of Chiapas. The results obtained in the municipality of Altamirano based on the flavonoids of pollen bread origin were higher than those of Chiapa de Corzo and Tonala, being 1000 ppm. Regarding the type of extract, with distilled water it turned out to have a better extraction of flavonoids and therefore showed greater inhibition against the eight bacteria under study. It is concluded that the highest concentration of flavonoids obtained from pollen bread was from distilled water and a higher concentration was found in the municipality of Altamirano, unlike Tonalá and Chiapa de Corzo.

Keywords: **Antimicrobial alternative, antibiotic resistance, multiresistant bacterial resistance.**

I. INTRODUCCIÓN

Las abejas recolectan de las flores, néctar y polen, para satisfacer sus demandas nutricionales (Aniñir – Sáez, 2017). México posee una gran variedad de climas, como diversos tipos de vegetación, lo que influye en la composición florística que posee recursos nectapoliníferos (Martínez-Pérez *et al.*, 2017).

La miel, cera, jalea real y pan de polen, son producidos por las abejas, por lo que, el pan de polen, es una mezcla de polen florístico y miel almacenado en celdillas parcialmente fermentado con enzimas digestivas, que junto a bacterias ácido lácticas, levaduras, humedad y temperatura, permiten que se genere una adecuada preservación de la misma (Bardales-Sobenis y Mendoza-Navarrete, 2019).

El pan de polen contiene proteínas, carbohidratos, lípidos, minerales, vitaminas, y enzimas, es alto en fenoles, vitamina E, vitaminas del complejo B, así como carotenoides, de las cuales resalta la provitamina A. Además, posee notables cualidades antioxidantes (Chmielewski, 2006). De los nutrientes, la proteína es fundamental, puesto que provee de aminoácidos esenciales, a las abejas para un óptimo desarrollo y crecimiento (Stanciu *et al.*, 2007). Gracias a sus beneficios nutricionales y farmacológicos, el pan de polen puede ayudar al ser humano en la terapéutica, como inhibidor del crecimiento bacteriano, antifúngico, antiinflamatorio y analgésico (Mungsan, 2018).

Las bacterias fitopatógenas son microorganismos que causan enfermedades en las plantas, porque ocasionan pérdidas en las cosechas, agotando la calidad del producto, provocando que escaseen los alimentos para el consumo animal y humano (Domínguez, 2017). Entonces, la evaluación *in vitro* antibacteriana empleada como agente antibacteriano al pan de polen se podría conocer el efecto de este potencial antimicrobiano.

Justificación

Desde el descubrimiento del antibiótico en 1928, por Alexander Fleming, se inició una nueva revolución por fabricar nuevos fármacos hacia la salud pública. En los últimos años el uso indiscriminado de estos han generado resistencia bacteriana, por lo que cada vez, son más los científicos, médicos o farmacéuticos involucrados en desarrollar mejores antibióticos o alternativas para combatir a miles de patógenos. (Quiñones-Pérez, 2017). Algo similar está ocurriendo con las bacterias fitopatógenas (bacterias que atacan a las plantas), la primera desventaja es que son seres vivos que no se observan a simple vista, pero si manifiestan síntomas muy notorios que pueden llegar a alterar los frutos de los cultivos, principalmente cuando se tienen en los invernaderos, otra de las razones, es por el uso indiscriminado de los agroquímicos o pesticidas, que están generando resistencia a la eliminación de estas bacterias, además de otras alteraciones en las plantas, por lo que, para las fitopatógenas se están buscando también alternativas eficientes que puedan ayudarlas sin generar erosiones o infertilidades del suelo.

El pan de polen al contar con una diversa formación de nutrientes, entre estas, los flavonoides, logra un efecto de inhibición a diversas bacterias, hongos y virus (Mungsan, 2018). Por lo que, el presente trabajo pretende incursionar una alternativa antimicrobiana a través del pan de polen, porque, existen muchos microorganismos que son de alto riesgo para la salud pública, es decir, la *Salmonella* causa enfermedades gastroentericas; la cepas de *Escherichia coli* de las que destaca la enterohemorrágica productora de la *toxina Shiga*, es muy destructiva para la salud humana y de los animales de granja. El *Staphylococcus aureus*, es un microorganismo altamente resistente a diversas partes de los seres vivos y en objetos inanimados, como son maquinaria, residuos, etc. Para el caso de las bacterias fitopatógenas, como son *Pseudomonas*, *Xanthomonas vesicatoria*, *Erwinia amylovora* así como, *Dickeya dadantii*, son altamente patógenas y de gran preocupación para múltiples cultivos de diversos invernaderos en el país.

Objetivo General

Conocer el efecto del pan de polen como antimicrobiano en la inhibición de ocho especies bacterianas de importancia fitopatológica y de salud pública en condiciones *in vitro*.

Objetivo Especifico

- 1) Determinar la concentración de flavonoides del pan de polen en partes por millón (ppm) en apiarios de tres localidades diferentes en el estado de Chiapas.

- 2) Examinar el efecto inhibitorio bacteriano de *Escherichia coli* (25922), *Salmonella thyphimurium* (14028), *Staphylococcus aureus* (25923), *Pseudomonas aureoginosa* (BV157), *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* (1448A), *Xanthomonas vesicatoria* (BV801), *Erwinia amylovora* (Rita), *Dickeya dadantii* (3937) con extractos de pan de polen en condiciones *in vitro*.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Productos de la colmena

2.1.1. Miel

La miel es producida por las abejas a partir del néctar de las flores y secreciones salivares con contenido enzimático, mismo que es almacenado en los panales de la colmena, para usos posteriores (Velázquez y Sarmiento, 2011). Está compuesta de carbohidratos (fructosa y glucosa), proteínas, antioxidantes, oligosacáridos (panosa), enzimas (amilasa, oxidasas, catalasa, fosforilasa ácida), vitamina A, vitaminas del complejo B, vitamina C, vitamina D y minerales como hierro y zinc (Gómez – Guerrero, 2014).

Los usos de la miel por los humanos ha sido para alimentarse y como un producto alternativo para mantener su salud. Se ha usado en la cicatrización o quemaduras leves, así como en la industria de los cosméticos, por poseer astringentes y suavizantes (Muñoz *et al.*, 2014).

2.1.2. Cera

Es una sustancia grasosa que producen las abejas en sus glándulas ceríferas localizadas en el abdomen, donde es mezclado con miel y propóleos, su formación es de 12 a 18 días (Asis, 2007).

Para que la abeja pueda producir cera, necesita consumir mucha miel. Los apicultores deben ayudar a las obreras con láminas de cera hechas industrialmente, porque así, ellos podrían retirar la miel de alta calidad, y las abejas solo generarían poca cera para construir o resanar las paredes del prisma hexagonal que forma la celdilla (Rhodes y Somerville, 2003).

Una vez que la cera sale de las glándulas abdominales, las abejas deben capturarla con su tercer par de patas y llevársela a la boca, para que ahí pueda ser moldeada con un disolvente en sus mandíbulas, prosiguiendo con el pegado entre todo el

enjambre, para construir las paredes de las celdillas, que formaran los panales (Thorp, 2000).

La cera puede ser obtenida de dos formas: derritiendo los panales viejos y aglomerando la cera del opérculo. Para limpiar y conservar, la cera se debe disolver y colar (Ocaña y Ocaña, 2008).

2.1.3. Jalea real

Es una sustancia glutinosa de color amarillo, con sabor entre dulce acidificado, rica en vitamina B, que se libera por las glándulas hipofaríngeas, ubicadas en la cabeza de las obreras de edad entre cinco y diez días, donde a la vez se combinan con secreciones estomacales, este producto es empleado como alimento para todas las larvas durante los primeros tres días de vida, pero solo la abeja reina o nuevas reinas son alimentadas toda su vida con jalea real (Medizábal, 2005).

Las obreras producen de 250 a 300 g de jalea real, para satisfacer las demandas de consumo de la reina (Llorente, 2009).

La jalea real está compuesta de polen como proteína, de miel como carbohidratos, vitaminas del complejo B, vitamina E, ácido fólico y agua, en donde al ser consumidas por las obreras se transforman en jalea real. (Aguilar-Hernández, 2014).

La jalea real también posee minerales como Hierro (Fe), Calcio (Ca), Sodio (Na), Magnesio (Mg), Cobre (Cu), Potasio (K) y Zinc (Zn), así como, gammaglobulinas, albúminas, y aminoácidos (Ballesteros y Vásquez, 2007).

2.1.4. Propóleo

Es fabricado por las obreras y es obtenido de plantas coníferas, usan este material para construir sus colmenas, lo que dificulta encontrarlo puro (Martínez *et al.* 2006). En tanto que su coloración varía de rojo a verde, algunos son desmenuzables, duros y elásticos (Peña, 2008). De una colmena se puede coleccionar 300 g al año (Ocaña y Ocaña, 2008).

2.1.5. Pan de polen

Es la acumulación de polen en las celdillas de las cámaras de crías cuya temperatura oscila entre 35-36 °C, con unas cubiertas de miel, en donde al mezclarse, terminan sellándose con enzimas salivales digestivas, al transcurrir dos semanas y una serie de transformaciones, se logra la conservación, para convertirse en pan de polen (Araneda *et al.*, 2014).

Para convertir polen a pan de polen, se da por una fermentación ácido láctica (de 3.0 a 3.2 %), donde intervienen bacterias y levaduras benéficas, acompañadas por algunas enzimas como proteólisis y lipólisis (Aniñir-Sáez, 2017). La ventaja de poseer altos niveles de ácido láctico en la fermentación es que puede ser consumida por las abejas o el ser humano durante 17 años. (Araneda *et al.*, 2014).

El pan de polen es la principal fuente de proteína para las abejas, puesto que contienen muchos fenoles, más de 500 moléculas con diferentes posesiones, convirtiéndolo en un alimento sano y nutritivo, debido a las diferentes funciones y contenido de flavonoides presentes en este, algunos de sus compuestos fenólicos tienen propiedades antioxidantes. (Bardales-Sobenis y Mendoza-Navarrete, 2019).

2.1.5.1. Usos en la salud pública

El comité nacional de salud de Alemania, ha reconocido oficialmente que el pan de polen, puede ser considerado un medicamento natural de consumo diario, porque esta sustancia esta rica en vitaminas, minerales, proteínas, lípidos, enzimas, antioxidantes carotenoides y flavonoides, convirtiéndolo en un excelente agente antimicrobiano, antifúngico, antiviral (Kacániová *et al.*, 2012).

El pan de polen puede fortalecer el sistema inmunológico, así como los capilares circulatorios, muy bueno para la reducción de la inflamación, bajar el colesterol, ayudar en problemas de tiroides, fatiga, resistencia física, incrementa la vitamina C y el magnesio (Mg), detiene el envejecimiento, genera mejor contenido de hemoglobina en la sangre, también mejora los contenidos hidrolizados enzimáticos,

al contener esto, ayudan a la salud humana en el cáncer, enfermedades del corazón, diabetes, presión arterial alta o problemas de próstata (Tapia-Segura, 2014).

Para que el pan de polen logre completar la fermentación, necesita tener hongos fabricantes de azúcar, levaduras y lactobacterias. La fermentación ácido láctica pasa por cuatro fases, durando 12 h. El resultado es un alimento muy nutritivo, con propiedades bactericidas (Aguilar-Hernández, 2014).

El contenido de ácido láctico en el pan de polen, hace que microorganismos, excluyendo a los bacilos, no se desarrollen, generando una buena conservación, en cambio el contenido de los azúcares en el pan de polen está catalogado por fructosa en un 12.5 a 20.0%, glucosa en un 18.5 a 29.0%, galactosa 3.4%, sacarosa y maltosa satisfacen un 3.0 a 7.8% (Llorente, 2018).

La actividad antioxidativa del pan de polen, tiene alta capacidad para eliminar el estrés oxidativo, lo que lo hace ideal para mantener y conservar la salud, es más potente en la reducción de la inflamación crónica, que el naproxeno o la indometacina (Martínez-Pérez *et al.*, 2017).

El pan de polen tiene actividad antimicrobiana contra muchas cepas de bacterias entre estas el *Staphylococcus aureus* y *Candida glabrata*. También tiene efectos sobre los mastocitos, que son células encargadas en la activación de las reacciones alérgicas y se ha comprobado que es capaz de combatir este problema de salud (Domínguez-Trejo, 2021).

El pan de polen ayuda a reducir el estrés, ya sea provocado de forma indirecta o directa, también tiene beneficios importantes hacia padecimientos por insomnio, problemas digestivos, diabetes, tiroides, problemas del corazón, consumirlo ayuda a mejorar el sistema inmunológico y el sistema nervioso. (Velázquez y Sarmiento, 2011).

2.1.5.2. Usos en animales

Un estudio en conejas reveló el incremento de la vida útil de estos animales, uno de los experimentos realizados fue observar el efecto de suplementar su alimento con polen diario, al transcurrir un año, obtuvieron como resultado, que esas conejas eran más saludables, tenían una mayor tasa de fertilidad y un pelaje más hermoso de lo normal, el nivel sanguíneo con un perfil bioquímico mejoró significativamente (Kačániová *et al.*, 2012).

Extractos de pan de polen se han implementado como suplemento en dietas para pollos, donde valoraron la microbiota del tracto gastrointestinal *in vivo*. Hicieron varias concentraciones de los extractos con etanol al 70%, que fueron aplicadas a las dietas de las aves (5, 15, 25, 35 y 45 g de pan de polen / kg de alimento y su testigo). Lo emplearon por siete semanas. Los investigadores concluyeron que el pan de polen puede ser usado como un potencial aditivo alimenticio con actividad prebiótica en dietas para aves de producción (Kačániová *et al.*, 2013).

2.1.6. Polen

Los granos de polen se crean en el interior de los androceos como células masculinas, cuando están listos, son soltados hacia la parte femenina, concibiendo la fecundación de la ovocélula o llamado también polinización. Algunas son plantas autógamas, otras son alógamas (Belmonte y Roure, 2002).

2.2. Bacterias de salud pública

2.2.1. *Escherichia coli*

2.2.1.1. Definición

La bacteria *Escherichia coli* suele poseer algunas cepas inofensivas en el intestino de los animales. No obstante, otras pueden generar graves enfermedades de transmisión alimentaria. El contagio de *E. coli* suele ocurrir por consumo de agua o alimentos infectados, como carnes poco cocidas, así como leche cruda (Salazar, 2002).

2.2.1.2. Etiología

Por décadas *E. coli* ha sido considerada la causa principal de las diarreas en los recién nacidos de distintas especies (Roldán, 2014). Las seis cepas de *E. coli* más estudiadas e importantes a nivel mundial según Rodríguez - Ángeles, (2002) son:

E. coli O157:H7

E. coli enterotoxigénica

E. coli enteropatógena

E. coli enteroinvasiva

E. coli enterohemorrágica

E. coli enteroadherente o enteroagregativa

2.2.1.3. Clasificación taxonómica

Reino: Bacteria

Filo: Proteobacteria

Clase: Gammaproteobacteria

Orden: Enterobacteriales

Familia: Enterobacteriaceae

Género: *Escherichia*

Especie: *E. coli*

(Escherich, 1885).

2.2.1.4. Morfología

La distinción de *E. coli* está basada en sus propiedades fermentativas, ser un bacilo de 0.5 a 3.0 μm , Gram negativa, aeróbico, termoestable, sin esporulación, tiene flagelos para su movilidad, produce vitamina B y K, presenta catalasa positiva y actividad oxidasa negativa, reducen nitratos a nitritos y su especificidad está basada por terminaciones de cadenas lipopolisacáridas (Jensen, 2015).

2.2.1.5. Epizootiología

La colibacilosis, ésta generando problemas financieros hacia los corderos de diversos países (Iriarte, 2018).

El ganado bovino y ovino, pueden hospedar a una de las cepas más peligrosas, la ECEH O157:H7, es decir, una pequeña porción de heces contaminadas, puede liberar más del 95 % de ese microorganismo (Martínez, 2014).

2.2.1.6. Transmisión

La bacteria tiene transmisión directa en la ganadería, es decir, que se infecten por el acumulo de heces, mala limpieza de bebederos, etc. Aunque también los animales pueden ser contagiados por las aves o moscas, a raíz de que estos dos, son vectores de alto riesgo en una granja (Hernández, 2016).

2.2.1.7. Patogénesis

La infección ocurre de forma sistémica y entérica, también conocida como enteropatogénica. Cualquier microorganismo, coloniza e infecta, para continuar con la liberación de sus terciarios en nuevos hospederos, por ejemplo la cepa ETEC, producen toxinas termolábil (LT) y termoestable (ST), su adherencia a los enterocitos de debe a las fimbrias, codificadas en plásmidos, conocido como factores de colonización (Shulnian, 2013).

Para la cepa de ETEC se han definido más de 30 factores de colonización, siendo sus fimbrias las que le conceden su especificidad de especie (Ernest, 2014).

2.2.1.8. Diagnóstico

Los exámenes de laboratorio tienden a mostrar signos de anemia hemolítica, trombocitopenia e insuficiencia renal aguda. Para identificar esta bacteria se hace a través de una prueba de heces fecales coliforme, esto ocurre a las 48 h a 35°C. Su resultado se mostrará como Indol (+), Rojo Metilo (+) Voges Proskauer (-), así como, Citrato (-). También se puede realizar la prueba de Ureasa, el resultado debe ser (-) de color amarillo (Salazar, 2002).

2.2.1.9. Tratamiento

Las diarreas producidas por *E. coli* enteropatogénica pueden ser tratadas con antibióticos como la enrofloxacin, estreptomycin, tetraciclina, neomicina y cloranfenicol de forma oral, subcutáneo, o intramuscular respectivamente, en algunos casos puede ser necesario adicionar protector gástrico o bicarbonato, para corregir la acidosis severa (Utrilla, 2012).

Cuando se trata de colibacilosis tipo septicémico, lo ideal es obtener una concentración del antibiótico a nivel sanguíneo (Mandell, 2010).

Cuando se habla de colibacilosis entérica, se debe administrar los antibióticos de manera oral, cada 12 horas por cuatro días (Salazar, 2002).

2.2.2. Salmonella

2.2.2.1. Definición

La *Salmonella* es una bacteria ubicua, que manifiesta una infección gastrointestinal conocida como salmonelosis, genera grandes contagios a través de los alimentos, animales y personas en muchos países (Saude, 2013).

2.2.2.2. Etiología

Existen más de 2.500 serotipos de *Salmonella* sp, que muestran una gran adaptación para el ser humano y los animales. Las cepas más comunes son *S. enteritis* y *S. typhimurium*. La cepa *S. enteritis* se puede encontrar en los huevos o carne de pollo

contaminados, mientras que, *S. typhimurium* infectan a los bovinos y porcinos, aunque no se descartan a las aves, ovinos y caprinos (Cuevas, 2008).

2.2.2.3. Clasificación taxonómica

Dominio: Bacteria

Filo: Proteobacteria

Clase: Gammaproteobacteria

Orden: Enterobacterales

Familia: Enterobacteriaceae

Género: *Salmonella*

(Lignieres, 1900).

2.2.2.4. Morfología

Salmonella sp son bacilos Gram negativos, tienen flagelos peritricos (excepto *S. gallinarum*), son anaerobios, no tienen capsula, no son esporulados, fermentan glucosa con gas (excepto *S. typhi*), no fermentan lactosa, pero si *S. choleraesuis arizonae* y *S. choleraesuis diarizonae*, crecen a temperaturas de 8 a 45°C, con valores de pH de 4 a 8, no originan indol, no degradan la urea, pero si descarboxilan a la lisina y ornitina (Aguilar-Flores, 2003).

2.2.2.5. Epizootiología

La *Salmonella* invade el sistema inmunológico intracelular de las células M, ubicadas en las placas de Peyer, región terminal del intestino delgado. En caso de entrar por vía erógena, se origina una invasión en las amígdalas y los pulmones, sin ser destruidas, pasa a la sangre, lo que genera una infección sistémica, situándose en hígado, bazo y médula ósea, entre otros órganos, para replicarse en los macrófagos, en donde puede resistir mucho tiempo dentro de las vacuolas fagocitadas, al iniciar la liberación de esta bacteria, el proceso se da a través de las heces, lo que conlleva a una grave problemática cuando sale al ambiente, porque este patógeno posee resistencia fuera del organismo contaminado (Gaskin, 2017).

El contagio por *Salmonella* sp, ocurre por una ingesta suficiente de la bacteria de 10^6 a 10^9 , alterando las defensas del hospedero, este patógeno tiene resistencia al pH del estómago, a las sales biliares y al peristaltismo, habita el intestino delgado e invade los ganglios linfáticos mesentéricos, induciendo un contagio situado (Frías, 2018).

2.2.2.6. Síntomas

La diarrea es sanguinolenta en diferentes volúmenes e intensidades, regularmente posee leucocitos, hay temperaturas altas, emesis y retorcijones estomacales. Se manifiestan de 6 a 72 h, posteriormente de haber ingerido algún alimento contaminado con la bacteria. La enfermedad dura de 5 a 7 días, después de que los síntomas cesan, la persona infectada puede excretar la bacteria por un período de tres meses a un año (Quiñones-Pérez, 2017).

2.2.2.7. Transmisión

Los reservorios primordiales de esta enfermedad son las aves de traspatio, bovinos y cerdos; por lo que, sus productos como carne, leche no pasteurizada o huevo, pueden llegar a contaminarse, otros alimentos involucrados son el chocolate, semillas de soya o alfalfa (Álvarez, 2015).

La *Salmonella* sp, no está de forma natural en la flora intestinal de las aves como se cree, sino que, ellas lo adquieren del ambiente en que viven por el hecho de comer insectos, convivir con roedores, tener interacción con aves silvestres, consumir alimentos balanceados, criarse de forma intensiva e inclusive por antropozoonosis (Mátta, 2016).

Cuando las salmonelas habitan el tracto entérico de las aves, contaminan la cascara de los huevos durante su salida a través de la cloaca, previo a ello, suelen adentrarse hacia la albumina o clara, por medio de los poros donde permanecen latentes. Esto puede proceder debido a la succión térmica que existe entre el huevo recién puesto y el ambiente, a medida que el huevo envejece, el hierro contenido en la yema se difunde a la albumina, al par la clara de huevo reduce su contenido de

lisozima, cediendo la propagación de las salmonelas que estaban latentes dentro del huevo (Eley, 2015).

2.2.2.8. Diagnóstico

Se puede diagnosticar la *Salmonella* sp, de la siguiente forma, según Puerta, (2010):

- a) **Diagnóstico clínico:** por alteraciones celulares o tejidos, solo permite dudar de la enfermedad, pero en otras circunstancias, la probabilidad de diagnóstico es mayor si hay alteraciones en los órganos.
- b) **Diagnóstico de laboratorio:** Las sospechas se fortalecen mediante la exposición bacteriológica de la *Salmonella* sp, en muestras de heces o sangre
- c) **Aislamiento e identificación del agente causal:** de los órganos parenquimatosos, sin presencia de los antígenos O y H por PCR.
- d) **Diagnóstico serológico:** conglomerado en aves, mediante la prueba de ELISA.

2.2.2.9. Tratamiento

Para preparar un tratamiento antimicrobiano exitoso, es importante asumir el estado intracelular de la bacteria, por lo cual, la primera fase debe ser ampicilina o cloranfenicol. Para el caso de portadores crónicos, se suministra la ampicilina, amoxicilina o ciprofloxacina, se han estado haciendo estudios nuevos de antimicrobianos, en los que sobresalen las quinolonas y cefalosporinas de tercera generación (Puerta, 2010).

2.2.3. *Staphylococcus aureus*

2.2.3.1. Definición

Staphylococcus aureus es un estafilococo dorado, anaeróbico, de carga Gram positivo, es fabricante de la coagulasa y catalasa. Este microorganismo puede causar tres síndromes clínicos: intoxicación alimentaria, síndrome de la piel escaldada y síndrome del shock tóxico, regularmente a pacientes con inmunosupresión (Ochoa *et al.*, 2012).

2.2.3.2. Etiología

El género *Staphylococcus* agrupa 42 especies, de las que, solo la mitad se localizan en las personas, aunque la *S. aureus*, es la cepa más importante de todas (Creench, 2006).

2.2.3.3. Clasificación taxonómica

Dominio: Bacteria

Filo: Firmicutes

Clase: Bacilli

Orden: Bacillales

Familia: Staphylococcaceae

Género: *Staphylococcus*

(Rosenbach, 1884).

2.2.3.4. Morfología

El *S. aureus* son cocos anaeróbicos, Gram positivo, que miden de 0.5 a 1.5 μm , apilados en células impares, pares, tétradas, cadenas cortas o integrando racimos de uvas, no tienen movilidad, no son esporulados, no tienen cápsula, pero puede haber cepas que si formen una cápsula de limo (Velázquez, 2016). Se representa por tener colonias lisas, brillantes y convexas, en colores amarillo-naranja, blanco porcelana y dorado, puede fermentar glucosa, lactosa y maltosa. El crecimiento bacteriano se da de 6.5 a 50 °C, con un óptimo de 30 a 40 °C (Gómez-Gutiérrez, 2006)

2.2.3.5. Epizootiología

El *Staphylococcus aureus* es peligroso para las personas, porque a raíz de su virulencia presenta resistencia a los antibióticos, además, es la única que puede producir coagulasas en la sangre, a diferencia de otras cepas que son escasas en malignidad. *S. aureus* ataca los ganglios linfáticos o la sangre, causando infecciones en la piel, endocarditis, artritis, neumonía y abscesos profundos (Naimi *et al.*, 2013).

S. aureus es el causante del 80% de los padecimientos que induce a los procesos supurativos en la piel en animales o personas, aunque resulta que del 20 al 50% de la población global, son portadores del *S. aureus* en fosas nasales y solo el 30% lo son de forma permanente en la piel y tracto gastrointestinal (Tortora, 2007).

El síndrome de la piel escaldada, perturba a los infantes. Empieza con un eritema perioral, seguido de un rash sensible al contacto, equivalente a un eritema solar, que se esparce por todo el organismo, durante dos o tres días (Cervantes-García *et al.*, 2014).

2.2.3.6. Diagnóstico

Se puede hacer por biología molecular, para el caso de infecciones con cultivos negativos, lo que se vuelve ideal en casos, donde ya se ha iniciado el tratamiento, antes de ser obtenidas las muestras del paciente (Cortés, 2012).

En los medios de cultivo el *S. aureus* se desarrolla adecuadamente en el agar sal de manitol, agar sangre suplementado con colistina, ácido nalidíxico y feniletanol, agar chocolate, agar infusión cerebro corazón (BHI) y medios líquidos para hemocultivo donde se recupera fácilmente (Chávez, 2015).

El agar sal de manitol muestra al *S. aureus* con pigmentos amarillos, porque fermenta manitol, esto genera un cambio de color, que va de rojo pálido al amarillo. Los *Staphylococcus coagulasa* negativos no fermentan el manitol, por lo que, su color será de blanco a rosado (Olaechea *et al.*, 2010).

2.2.3.7. Tratamiento

Los antibióticos suelen ser vancomicina, linezolid, tedizolid, quinupristina con dalbopristina, ceftarolina, telavancina o daptomicina. Si los resultados de las pruebas posteriores, revelan que la cepa es sensible a la metilicina, se emplea la nafcilina u oxacilina (Naimi *et al.*, 2013).

2.3. Bacterias fitopatógenas.

2.3.1. *Xanthomonas vesicatoria*

2.3.1.1. Definición

Bacteriana que ataca las hojas, tallos y frutos, revelando manchas chicas algo anormales, de aspecto acuoso. Afecta a *Solanum lycopersicum*, *Solanum tuberosum* y *Capsicum annuum* (Martínez, 2016).

2.3.1.2. Clasificación taxonómica

Reino: *Bacteria*

División: Proteobacteria

Clase: Gammaproteobacteria

Orden: Xanthomonadales

Familia: Xanthomonadaceae

Género: *Xanthomonas*

Especie: *Xanthomonas vesicatoria*

(Vauterin *et al.*, (1995).

2.3.1.3. Morfología

Bacteria aeróbica, Gram negativa, su forma es de bacilo, sin esporulas, su movilidad se basa por un flagelo polar, ocasiona pigmentos amarillos y polisacáridos extracelulares (López, 2017).

2.3.1.4. Síntomas

Presenta manchas necróticas en haz y envés de las hojas, necrosis secundarias, defoliación, granillos pardos, que al extenderse hacen un tejido amarillento, siempre

y cuando la humedad sea elevada, con 2 o 3 días de infección (Santiago, 2016). Por otro lado, en el contorno de los frutos verdes, se aprecian diminutos granillos levantados, comenzando por un aspecto húmedo, de color más nítido que el resto, después se ennegrecen, suberifican y quiebran desfigurando al fruto, lo que genera que se estropee para el consumo, porque sus lesiones llegan hasta las semillas. Los tallos con vejiguillas, son de color pardo, y consistencia áspera (Wolf, 2016).

2.3.1.5. Trasmisión

La *X. vesicatoria* tiene una transmisión horizontal y vertical. Por ejemplo, en los cultivos de *Capsicum annuum* (Chile), suelen ser atacados de forma rápida los estomas, entre plantas de la misma zona o vecinas, por medio del agua de riego, llegando a las semillas, donde puede subsistir hasta 10 años. El contagio se da a temperaturas de 20 y 35 °C, teniendo una óptima de 26 °C, con una humedad relativa de 85% durante algunas horas (Zúñiga, 2015).

2.3.1.6. Medidas de control

Luna, (2015) establece lo siguiente:

1. Uso de semillas autenticadas en suelos sin la bacteria fitopatógena, altos, con buen drenaje.
2. Impedir exuberancia de humedad y embalse entre los canteros.
3. Iniciar con la cuarentena cuando surja la patología en los invernaderos.
4. Incinerar las plántulas enfermas y las que estén en un radio de 0.5 m a la redonda.
5. Observar las nuevas plantaciones resemebradas.
6. Excluir las plantas que revelen los síntomas a su trasplante y sobras de cosecha.
7. Rotación de cultivos, 3 años como mínimo.

2.3.1.7. Tratamiento

Aplicación de oxiclورو de cobre como prevención o para curar, este químico se debe usar sabiamente, porque empieza a conocerse que, en muchas cepas, esta

bacteria está teniendo resistencia al cobre (Castro, 2013).

2.3.2. *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*

2.3.2.1. Etiología

Bacteria aeróbica, Gram negativa, con movilidad en forma de bacilo, provoca pigmentos difusibles en cultivos de menor cantidad de hierro, es decir, que son luminosos bajo la luz ultravioleta, de tonos verde azulado (Beaver, 2017).

2.3.2.2. Clasificación taxonómica

Dominio: Bacteria

Filo: Proteobacteria

Clase: Gamma Proteobacteria

Orden: Pseudomonadales

Familia: Pseudomonadaceae

Género: *Pseudomonas*

Especie: *P. syringae*

(Van Hall, 1904).

2.2.2.3. Síntomas

Los indicios distintivos en las hojas y vainas recaen con lesiones hidrópicas de exterior pringoso, sesgado y húmedos, surge en un lapso de 3 a 5 días, a una temperatura entre los 16 a 22 °C, es de esperarse halos amplios, generados por las faseolotoxinas de tono verde a amarillentos (Lellitto, 2016).

2.3.2.4. Patogenia

La bacteria ataca más al frijol (*Phaseolus vulgaris*) y algunas leguminosas, a partir de semillas infestadas, lo que provoca, un problema económico. Puede incluso, aparecer de improviso, sin manifestar signos, en hospederos susceptibles o resistentes, hasta se le ha visto en casos de plantas que no son sus reservorios (Ochoa, 2013).

La dispersión es alta hasta 26 m a la redonda, ya sea por viento, rocíos de lluvia, riego, empalme entre plantas, actividad humana u otras razones. Se introduce a la planta por lesiones de alta humedad relativa (Beaver, 2017).

En la semilla, el microorganismo se alberga en el tejido parenquimatoso de la cobertura del embrión, donde puede mantener alrededor de 4×10^7 bacterias en su interior, su viabilidad es definida, no supera los seis años en condiciones *in vitro*, no obstante, el conjunto de semillas contagiadas, dan lugar a plantas sanas (Campos, 2015).

2.3.2.5. Diagnóstico

Se usan pruebas serológicas, amplificación de ADN por PCR y ensayos de ELISA (Smith, 2015).

2.3.2.6. Control

Control de malas hierbas, utilización de semillas certificadas a zonas desérticas, con aseo para disminuir los contagios entre plantas, mezclas de diversos tratamientos y procedimientos, logran un control (Ochoa, 2013).

2.3.3. *Erwinia amylovora*

2.3.3.1. Etiología

Es la bacteria que produce la enfermedad denominada fuego bacteriano, altera a la subfamilia *Spiraeoideae*, fue la primera en ser representada como agente causal de una enfermedad en plantas. Es originaria de América del Norte, pero fue descubierta en 1920 en Nueva Zelanda (Torá, 2015).

El fuego bacteriano es uno de los patógenos más peligrosos, en cultivos como *Pyrus communis* y *Malus domestica* en diferentes países (Bovey, 2016).

2.3.3.2. Clasificación taxonómica

Dominio: Bacteria

Filo: Proteobacteria

Clase: Gammaproteobacteria

Orden: Enterobacterales

Familia: Erwiniaceae

Género: Erwinia

Especie: *E. amylovora*

(Burrill, 1882).

2.3.3.3. Ciclo de vida

La planta suele contagiarse en floración, por transmisión horizontal, lo que da inicio a la plaga en los tejidos del hospedero, diseminándose por la base del tallo, provocando defunción de las células a su paso, algo curioso es que la bacteria permanece latente en la orilla de las úlceras que se establecen al final del período vegetativo, entre otoño e invierno (Álvarez, 2015).

2.3.3.4. Síntomas

Ocurren desintegraciones en flores, frutos, hojas y tallos, además de generar secreción en todas partes de la planta. Se puede apreciar en tonos marrón-rojizo y negro. Las hojas persisten secas en los retoños. Se sitúan en la parte media o baja de los árboles, que va desde la periferia, hacia el interior de la copa (García, 2014).

2.3.3.5. Medidas de prevención

Asepsia de las herramientas de poda al finalizar cada hilera en la temporada de invierno (Moragrega, 2015). Comprar semillas certificadas con sus datos fitosanitarios de invernaderos, libres de la enfermedad evadir la fertilización nitrogenada en exceso, así como, disminuir los sistemas de riego, para bajar la humedad relativa en las parcelas (Montesinos, 2016).

2.3.4. *Pseudomonas aeruginosa*

2.3.4.1. Etiología

Pseudomonas se define como “falsa unidad”, del griego “*pseudo*”, que se refiere a “falso”, y “*monas*” “unidad simple”. En cambio, la palabra “*aeruginosa*” tiene el concepto de “el color del cobre oxidado”, por su tono característico azul verdoso de las colonias en los cultivos de esta bacteria (Ochoa *et al.*, 2013).

2.3.4.2. Clasificación taxonómica

Dominio: Bacteria
Filo: Proteobacteria
Clase: Gamma Proteobacteria
Orden: Pseudomonadales
Familia: Pseudomonadaceae
Género: *Pseudomonas*
Especie: *P. aeruginosa*
(Schroeter, 1872).

2.3.4.3. Morfología

Bacteria aeróbica oportunista en plantas y humanos, Gram negativa, con movimiento unipolar, segrega tonos azul verdoso, amarillo verdoso fluorescente y rojo pardo, prospera a 42 °C, está adaptada para alimentarse de hidrocarburos, creando una sustancia prieta, que se confunde con una alga (Botero, 2016).

2.3.4.4. Transmisión

Vías en humanos: Parenteral, Mucosas, Respiratoria, y Digestiva (Vaqué, 2016).

2.3.4.5. Tratamiento

Los fármacos pueden ser: aminoglicosidos, quinolonas o cefalosporinas (Luján - Roca, 2014).

2.3.5. *Dickeya dadantii*

2.3.5.1. Importancia

Esta bacteria provoca la enfermedad de muchas especies de plantas, es conocida como la pudrición blanda. Es un patógeno, que a pesar de generar daños negativos a estos organismos, por otro lado, se está empleando de forma positiva como tratamientos, por ejemplo, sus enzimas asparaginasa con otros quimioterapéuticos, se emplean en la leucemia linfoblástica aguda (LLA) y el linfoma no Hodgkin (Kurz, 2014).

2.3.5.2. Clasificación taxonómica

Reino: Bacteria

Filo: Proteobacterias

Clase: Proteobacterias gamma

Orden: Enterobacterales

Familia: Pectobacteriaceae

Género: *Dickeya*

Especies: *D. dadantii*

(Samson *et al.*, 2005).

2.3.5.3. Morfología

Es un bacilo anaeróbico, Gram negativo de 0.8 a 3.2 μm , con muchos flagelos para su movilidad, con habilidad para transformar los azúcares a ácido láctico, contienen nitrato reductasa, pero no poseen oxidasas (Darby, 2015).

2.3.5.4. Síntomas

Marchitamiento, pérdida de turgencia en los tejidos o atrofia, lesiones empapadas de agua en el sitio de la infección, infiltración de los tejidos del hospedero, debido a las pectinasas, que son las responsables del ensamblaje de polisacáridos de la pared celular vegetal, una vez degradada, la estructura colapsa y esta maceración genera un aspecto característico a podrido (Huang, 2015).

2.3.5.5. Patogenia

Se ha revelado que las defensas del vegetal, no solo combaten contra la bacteria, también estimulan una respuesta en ella, que la hace más virulenta (Kurz, 2014).

2.4. Zonas florísticas del estado de Chiapas

El estado chiapaneco cuenta con 106 áreas protegidas de las cuales 18 son de carácter federal, 25 estatal y 63 municipales, esto es importante de mencionar, porque, posee una gran diversidad de zonas tropicales como selvas húmedas, de montaña, terrenos planos, lomeríos, bosques de coníferas o pino-encinos y pastizales (Huerta, 2012).

2.4.1. Región cálida zonas protegidas

2.4.1.1. Predio los Ocotones

Este predio de selva se localiza en el municipio de Cintalapa de Figueroa, Chiapas, aquí, Álvarez-Icaza, (2013) realizó los siguientes registros de vegetación:

- a) **Selva alta perennifolia:** *Swietenia macrophylla*, *Brosimum alicastrum*, *Manilkara achras*, *Zinowiewia* sp., *Vatairea lundellii*, *Zanthoxylum* sp., *Ulmus mexicana*, *Belotia mexicana* y *Chamaedora tepejilote*
- b) **Selva alta perennifolia de pie de montaña:** *Dendropanax arboreus*, *Quararibea funebris*, *Guarea glabra*, *Manilkara zapota*, *Spondias mombin*, *Zanthoxylum* sp. y *Astrocaryum mexicanum*
- c) **Selva alta y mediana subperennifolia:** *Brosimum alicastrum*, *Zinowiewia intergerrima*, *Bursera simaruba*, *Trophis racemosa*, *Pimenta dioica*
- d) **Selva alta y mediana subcaducifolia.** *Albizia plurijuga*, *Tabebuia rosea*, *Ceiba pentandra*, *Enterolobium cyclocarpum*, *Salix bonplandiana*, *Ficus glabrata*.
- e) **Selva mediana perennifolia costera:** *Vatairea lundellii*, *Cedrela odorata*, *Chlorophora tinctoria*, *Sideroxylum capiri*, *Hura polyandra* y *Calicophyllum candidissimum*.
- f) **Palmares:** *Scheelea liebmannii*

2.4.1.2. Reserva de la Biosfera Selva el Ocote

La reserva se localiza en una región neotropical, es el refugio de incontables especies del Pleistoceno, resaltando las más amenazadas, raras o endémicas, conserva cuevas y cavernas, tiende a cautivar por sus formaciones geológicas y arqueologías inigualables, además posee un banco de germoplasma de inmenso valor para la humanidad (Bezaury-Creel, 2011).

2.4.2. Región Templada Zonas protegidas

Las regiones templadas, son apreciadas en la Sierra Madre del sur, la Reserva de la Biosfera cuenta con 119,177 hectáreas de superficie, conserva uno de los sitios más emblemáticos, en relación a la biodiversidad mexicana (CONANP, 2017).

2.4.3. Forestales

Los árboles forestales del estado chiapaneco, están conformados por las siguientes categorías, según López - Pérez *et al.*, (2014):

- a) **Valle:** *Lonchocarpus oliganthus*, *Ficus insípida*, *Brosimum alicastrum*, *Swartzia arborescens*, *Poulsenia armata*, *Pachira aquatica*, *Acosmium panamense*, *Bursera simaruba*, *Ampelocera hottlei*, *Leucaena leucocephala*
- b) **Colina:** *Brosimum alicastrum*, *Astrocaryum mexicanum*, *Alseis yucatanensis*, *Rinorea guatemalensis*, *Quararibea funebris*, *Manilkara sapota*, *Cymbopetalum baillonii*, *Licaria capitata*, *Nectandra membranácea*, *Bursera simaruba*
- c) **Ladera:** *Saurauia yasicae*, *Ficus insípida*, *Dendropanax arboreus*, *Lonchocarpus oliganthus*, *Eugenia acapulcensis*, *Urera verrucosa*, *Heliocarpus donnellsmithii*, *Zanthoxylum caribaeum*, *Brosimum guianense*, *Spondias mombim*

2.4.4. Frutales

Las especies de árboles frutales que resaltan en Chiapas son: *Manilkara sapota*, *Pouteria sapota*, *Byrsonima crassifolia* L, *Annona muricata*, *Persea americana*, *Mangifera indica*, *Psidium guajava*, *Tamarindus indica*, *Annona macroprophyllata*, *Citrus latifolia*, *Citrus sinensis*, *Melicoccus bijugatus*, *Averrhoa carambola*, *Citrus reticulata*, *Theobroma cacao*, *Cocos nucifera*, *Phyllanthus acidus* (Gutiérrez, 2012).

2.4.5. Agrícola

La superficie sembrada por café, maíz, cacao, plátano, ajonjolí y frijol, en el estado de Chiapas es de 1,414,516 hectáreas. En los últimos registros, se puede encontrar un crecimiento de producción con 1,000,625 toneladas de granos de parte de los cultivos del maíz, soya, arroz y sorgo. Además, en Chiapas se han sumado 220 organizaciones de productores orgánicos, representándose con más de 200,000 hectáreas de cultivo (Bezaury-Creel, 2011).

2.4.6. Forrajero

Los pastos del estado de Chiapas son clasificados de dos formas según López-Pérez *et al.*, (2014):

- a) **Pastos erguidos:** *Saccharum officinarum*, *Sorghum vulgare*, *Zea mays*, *Pennisetum purpureum*, *Pennisetum purpureum*, *Brachiaria brizantha*, (*Panicum maximum*)
- b) **Pastos semierguidos:** *Echinochloa polystachya*, *hypolthenio rufa*, *Brachiaria decumbens*, *Dichanthium aristatum*, *Brachiaria humidicola*, *Cynodon nlemfluensis*, *Pennisetum clandestinum*, *Melina minutiflora*

2.4.7. Vegetación del municipio de Altamirano Chiapas

Selva alta perennifolia (448,198.74 ha), selva alta perennifolia secundario (166413.11 ha), bosque de pino-encino secundario (65,764.63 ha), bosque mesófilo de montaña (62,096.41 ha), bosque mesófilo de montaña (40,796.45 ha), bosque pino secundario (22,645.05 ha), bosque pino (9,077.16 ha), selva mediana subperennifolia (7,907.54

ha), bosque de pino-encino (7,648.91 ha), Tular (4,386.03 ha), Selva baja perennifolia (717.40 ha), Sabana (276.00 ha), Selva de galería (70.05 ha) (Vázquez-Gómez *et al.*, 2009).

2.4.8. Vegetación del municipio de Chiapa de Corzo Chiapas

Selva baja caducifolia secundario (46,129.91 ha), selva mediana subperennifolia secundario (9,467.29 ha), bosque de encino secundario (8,235.15 ha), selva alta perennifolia secundario (3,794.21 ha), bosque de encino (3,116.12 ha), sabana (1,397.44 ha), selva mediana subperennifolia (1,188.27 ha), bosque de encino-pino (638.60 ha), sin vegetación aparente (602.40 ha), selva baja caducifolia (246.14 ha), bosque de encino-pino (229.50 ha), bosque de pino secundario (0.18 ha) (López *et al.*, 2018).

2.4.9. Vegetación del municipio de Tonalá Chiapas

Vegetación secundaria (1,746 ha), vegetación inducida (362.87ha), bosque mesófilode montaña (288.24 ha), vegetación hidrófila (264.98 ha), pastizal (89.23 ha), bosque de coníferas (33.52 ha), selva perennifolia (20.01 ha), selva caducifolia (17.31 ha), bosque de encino (14.6 ha), sin vegetación aparente (10.81 ha) (González-Ávila *et al.*, 2021).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Descripción del área de estudio

La recolección de datos se realizó en los apiarios localizados en los municipios de Altamirano, Chiapa de Corzo y Tonalá, en el Estado de Chiapas (Cuadro 1 y Figura 1). El trabajo de gabinete se realizó en el Laboratorio de Microbiología en la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Campus II de la Universidad Autónoma de Chiapas Campus II, localizada en el municipio de Tuxtla Gutiérrez, Chiapas 10°43' 39" latitud norte y 93° 06' 37" longitud oeste. Clima Aw.

Cuadro 1. Localización en coordenadas y metros sobre el nivel del mar (msnm)

Localización	Altamirano	Chiapa de corzo	Tonalá
Coordenadas	16°44'08"N y 92°02'18"O	16°42'30"N y 93° 01'01"O	16°05'22"N y 93°45'05"O
msnm	1240	409	52

(INEGI, 2020)



Figura. 1. Localización del área de estudio

Las distancias en kilómetros en línea recta entre los municipios de estudio son:

- Tuxtla Gutiérrez - Altamirano **149 km**
- Tuxtla Gutiérrez - Tonalá **150 km**
- Tuxtla Gutiérrez - Chiapa de corzo **15.1 km**

(Fuente: Elaboración propia, 2021)

Las localidades Altamirano, Chiapa de Corzo y Tonalá, poseen diferentes climas, periodo de lluvias, precipitación pluvial, temperatura y vegetación principal. Altamirano tiene un clima semicálido húmedo (Cw), con lluvias desde abril hasta noviembre, con 3,000 mm de precipitación por año y temperatura promedio de 21.0 °C. La vegetación principal es de bosques de encino - pino, selva perennifolia, así como pastizales inducidos. El municipio de Chiapa de Corzo presenta un clima, cálido subhúmedo–templado (Aw), el periodo de lluvias abarca de Abril a Octubre, con 1,841 mm de precipitación al año y con temperaturas promedio de 23.4 °C. El municipio de Tonalá cuenta con un clima cálido subhúmedo–templado (Aw), el periodo de lluvias comprende desde Mayo a Octubre y la precipitación alcanza los 1,628 mm al año, con temperaturas promedio de 25.9 °C. La vegetación principal es de selva perennifolia, bosque mesófilo de montaña y bosque de coníferas (Cuadro 2).

Cuadro 2. Descripción del área de estudio

Descripción	Altamirano	Chiapa de Corzo	Tonalá
Clima	Cw	Aw	Aw
Periodo de lluvias	Abril - Noviembre	Abril - Octubre	Mayo - Octubre
Precipitación pluvial anual	3000 mm	1841 mm	1628 mm
Temperatura promedio anual	21.0°C	23.4°C	25.9°C
Tipo de vegetación	bosque de encino - pino, selva perennifolia y pastizal inducido	selva baja y bosque de pino - encino	selva perennifolia, bosque mesófilo de montaña, bosque de coníferas

Cw = semicálido húmedo, Aw = cálido subhúmedo y templado húmedo

mm = milímetros

°C = grados Celsius (INEGI, 2020)

Los cultivos madres de bacterias ATCC fueron donados por el Laboratorio de Salud Pública (LESP) en el estado de Chiapas, y del banco de bacterias del área de fitopatología de la Unidad de Biotecnología Vegetal (CIATEJ) del estado de Jalisco.

3.2. Método empleado

La recolección de las muestras de pan de polen de las colmenas de los municipios de Chiapa de Corzo, Tonalá y Altamirano, fueron realizados por conveniencia logística, es decir, se revisaron todas las colmenas para encontrar los panales de abejas *Apis mellifera*, que tuviesen mayor cantidad del pan de polen, una vez localizada en los bastidores por ambos lados, se cortó un cuadro de 10x10 cm, para obtener la muestra, colocándola en bolsas plásticas rotuladas con la siguiente información: municipio de procedencia, nombre del apiario y número de la colmena (Figuras 2 y 3).



Figura 2. Selección del panal con pan de polen (izquierda) y corte de una muestra de pan de polen por ambos lados (derecha).



Figura 3. Pan de polen dentro de varias celdillas de un panal.

El trabajo de gabinete se desarrolló a través de bioensayos *in vitro* en el laboratorio de Microbiología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Campus II de la Universidad Autónoma de Chiapas. El extracto de pan de polen se realizó con ayuda de una aguja de tras lave de acero inoxidable estéril y se depositó en vasos de precipitados de 50 mL, mismos que, se pesaron en una balanza analítica para separar por tratamientos $T_0 = 0$ g, $T_1 = 1.0$ g, $T_2 = 2.0$ g y $T_3 = 3.0$ g. Fueron macerados por separado y mezclados con 40 ml de agua destilada para el Grupo 1 y 40 mL de etanol al 70%, para el Grupo 2, con la finalidad de homogenizar la muestra, de su origen botánico. Posteriormente se coló cada tratamiento y se filtró para hacer la primera medición de los flavonoides saturados. Después, los tratamientos fueron centrifugados a 3,000 rpm, durante 3 min, con la finalidad de eliminar el exceso de pan de polen sólido. Para estandarizar las muestras los concentrados de flavonoides en la parte líquida. Para evaluar las concentraciones de los tratamientos y verificar que el efecto inhibidor de las bacterias de estudio se empleó un densímetro y se midieron las concentraciones, en partes por millón (ppm). Para su almacenamiento y resguardo de las muestras estandarizadas, se midieron 20 mL de cada extracto, cantidad equivalente a 1.0 g, 2.0 g y 3.0 g de agua destilada, de igual forma para el etanol, en 4 tubos vacutainer con 5 mL cada uno, para su uso posterior. (Carpes *et al.*, 2007).

Los cultivos madres de bacterias ATCC fueron donados por el Laboratorio de Salud Pública (LESP) en el estado de Chiapas, y del banco de bacterias del área de fitopatología de la Unidad de Biotecnología Vegetal (CIATEJ) del estado de Jalisco.

La preparación de los medios de cultivo sólido para el óptimo crecimiento bacteriano, se realizó en cajas de Petri, las cuales fueron rotuladas para su identificación indicando nombre de la bacteria y si el extracto correspondía a etanol o agua destilada. Una vez que el agar se gelatinizó a las 24 h; se realizó la siembra correspondiente a cada bacteria. Posteriormente, se incubó a una temperatura de 27 ± 1.5 °C y Humedad Relativa (HR) de 85%. Transcurridas las 24 h, se pudo apreciar el crecimiento de los cultivos madres de bacterias ATCC *in vitro* de *Escherichia coli* (25922), *Salmonella thyphimurium* (14028), *Staphylococcus aureus*

(25923), del laboratorio estatal en el estado de Chiapas y del banco de bacterias del área de fitopatología de la Unidad de Biotecnología Vegetal (CIATEJ) del estado de Jalisco a: *Xanthomonas vesicatoria* (BV801), *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* (1448A), *Erwinia amylovora* (Rita), *Pseudomonas auroeuginosa* (BV157), y *Dickeya dadantii* (3937). Los bioensayos *in vitro*, fueron realizados con la técnica de doble placa, donde se colocó gotas de 0.2 µL por tratamiento de pan de polen a cada especie bacteriana considerada para el estudio. Transcurridas las 24 h, se procedió a la observación de los halos de desarrollo de las bacterias para evaluar la inhibición y su medición se realizó con ayuda de un vernier.

El diseño de tratamientos fue bifactorial: factor tipo de extracción (con dos niveles: agua destilada y etanol); factor concentraciones de los extractos (con 4 niveles: 0, 25, 50 y 100% del extracto crudo), considerando así ocho tratamientos, mismos que se aplicaron a cada especie bacteriana del estudio.

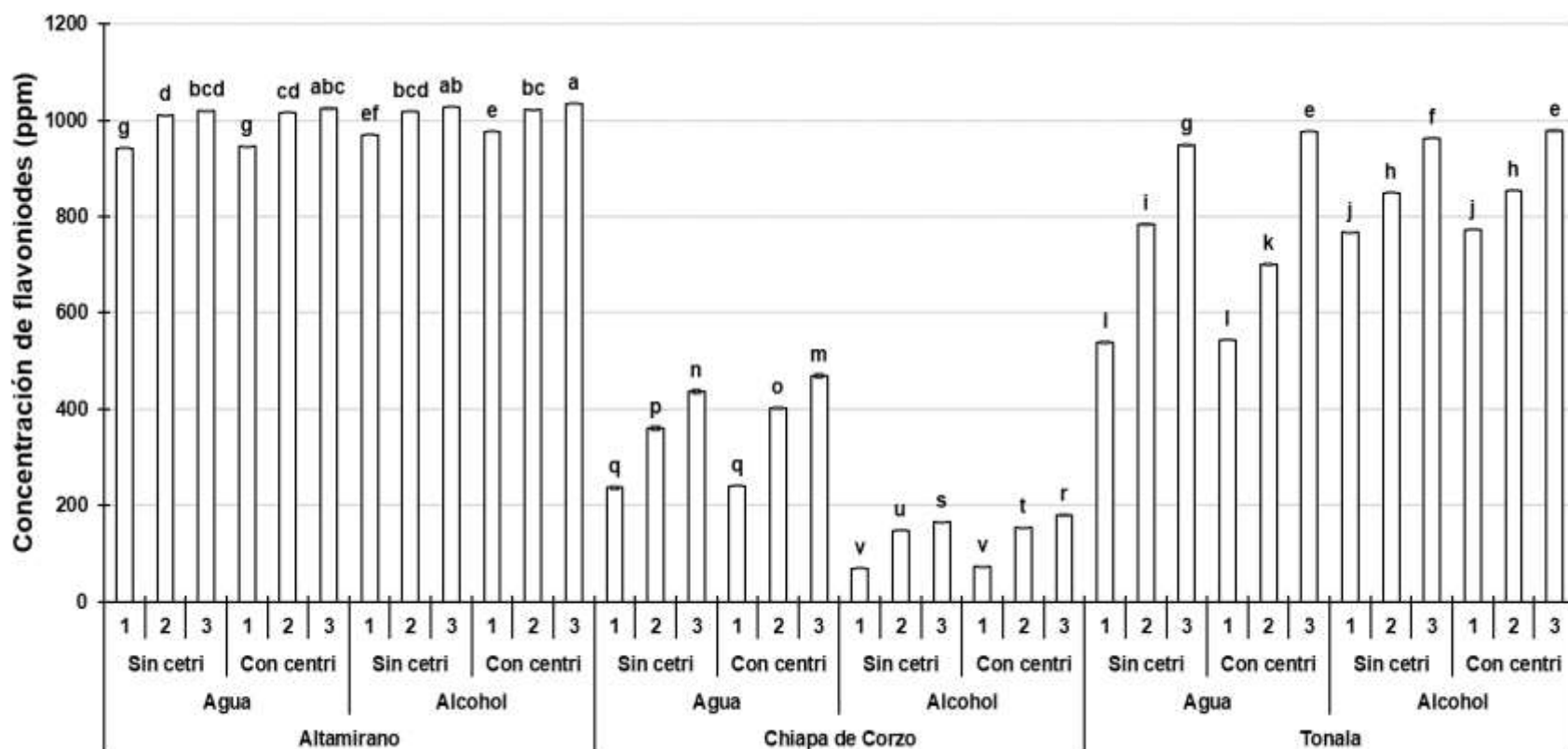
Los datos fueron analizados mediante un análisis de Varianza (Analysis of Variance = ANOVA) ($P \leq 0.05$) y pruebas de comparación múltiples de medias empleando la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$), utilizando el software Statgraphics centurion.

IV. RESULTADOS

El extracto acuoso obtenido sin centrifugación recolectado en el municipio de Altamirano, reveló la mayor concentración de flavonoides 950, 1000 y 1023 ppm, a partir de 1.0, 2.0, y 3.0 g, respectivamente, seguido de Tonalá y Chiapa de Corzo; esta tendencia fue similar en los extractos acuosos centrifugados y no se registraron diferencias significativas en la concentración de flavonoides independientemente si se obtuvieron o no con este método de separación de mezcla (Figura 4).

La concentración de flavonoides obtenidos mediante extracción etanólica también fue dosis dependiente al incrementar la cantidad de pan de polen; este comportamiento se observó independientemente si se aplicó centrifugación o no (Figura 4).

La concentración de flavonoides a partir de 1.0 g del pan de polen de los municipios de estudio fue igual con o sin centrifugación. Por otro lado, el extracto etanólico obtenido con 3.0 g fue estadísticamente diferente con respecto al acuoso en el municipio de Altamirano (Figura 4). Sin embargo, los valores de los extractos acuosos obtenidos de Chiapa de Corzo exhibieron una mayor concentración de flavonoides con respecto a los etanólicos. En contraste, los extractos etanólicos obtenidos en el municipio de Tonalá presentaron valores mayores de concentración de flavonoides en comparación con los acuosos (Figura 4).



Origen del pan de polen; tipo de extracción; centrifugación y cantidad de pan de polen (g)

Figura 4. Contenido de flavonoides de pan de polen de distintos municipios de estudio y sus concentraciones. La presentación en barras arriba de los rectángulos indica \pm el error estándar. Las literales distintas indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Sin centri, Con centri = Sin y Con centrifugación; alcohol = etanol.

Los valores de la concentración de flavonoides respecto al método de extracción fue mayor con el uso de agua destilada en comparación al etanol. La concentración de flavonoides fue similar si se empleó o no la centrifugación. Además, la concentración de este metabolito secundario se incrementó con la cantidad empleada de pan de polen (Figura 5).

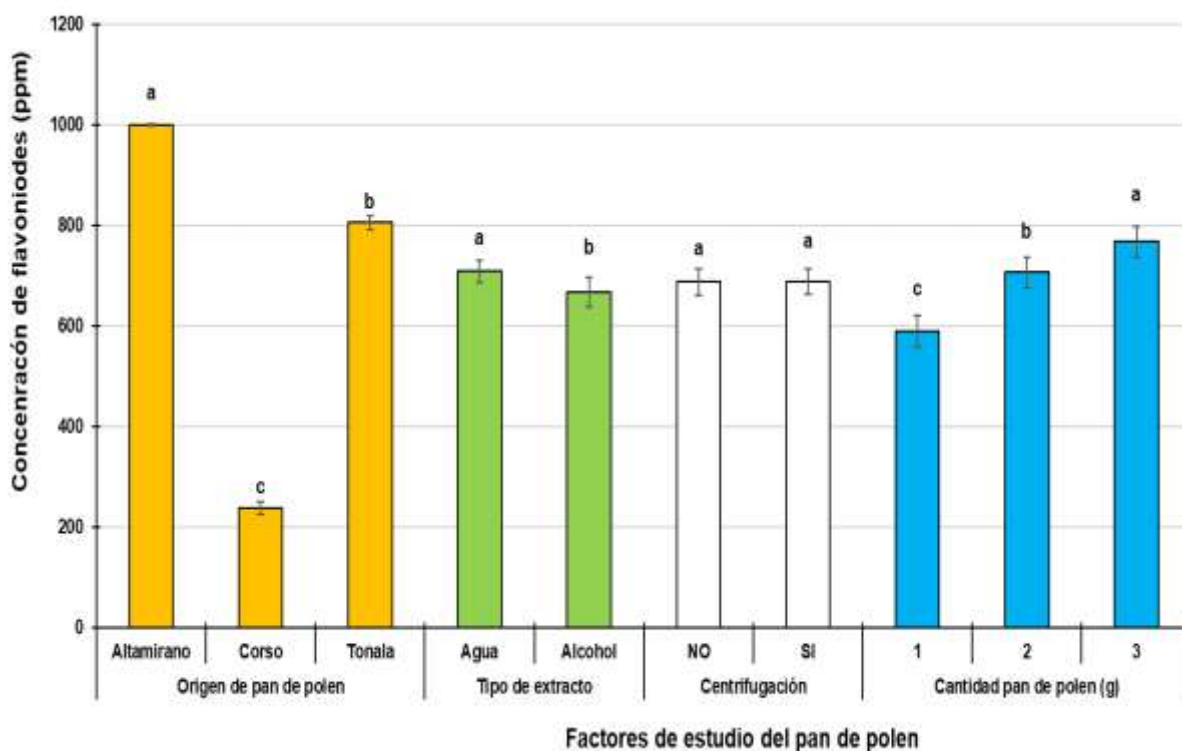


Figura 5. Contenido de flavonoides de extracto de pan de polen de acuerdo con su lugar de recolección y tipo de extracto, así como el empleo o no de la centrifugación. Las barras en los rectángulos indican \pm el error estándar. Las literales distintas indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$) en cada factor de estudio (color de barra en la figura).

En la Figura 6 se muestra el diámetro del halo de inhibición bacteriano generando por la interacción de los flavonoides de acuerdo con su origen botánico, tipo de extracto, especies bacterianas y concentraciones. No se presentó diferencias estadísticas en el halo de inhibición bacteriana de acuerdo con la procedencia del pan de polen, sin embargo, los halos de inhibición se incrementaron de acuerdo con la concentración del pan de polen. Con relación a las bacterias evaluadas, el fitopatógeno *Xanthomonas vesicatoria* fue el que mostró el mayor halo de inhibición con respecto a los otros fitopatógenos, aunque el diámetro fue sólo de 2.0 mm. De las bacterias de importancia en la salud pública, el bacilo Gram negativo *Salmonella thyphimurium* fue la que exhibió el mayor halo de inhibición (16.0 mm), seguido de *E. coli* y *Staphylococcus aureus*.

En relación con el comportamiento de los halos inhibitorios de las especies bacterianas por parte, de los flavonoides presentes en el pan de polen del origen botánico y tipo de extracto se puede apreciar en la Figura 7.

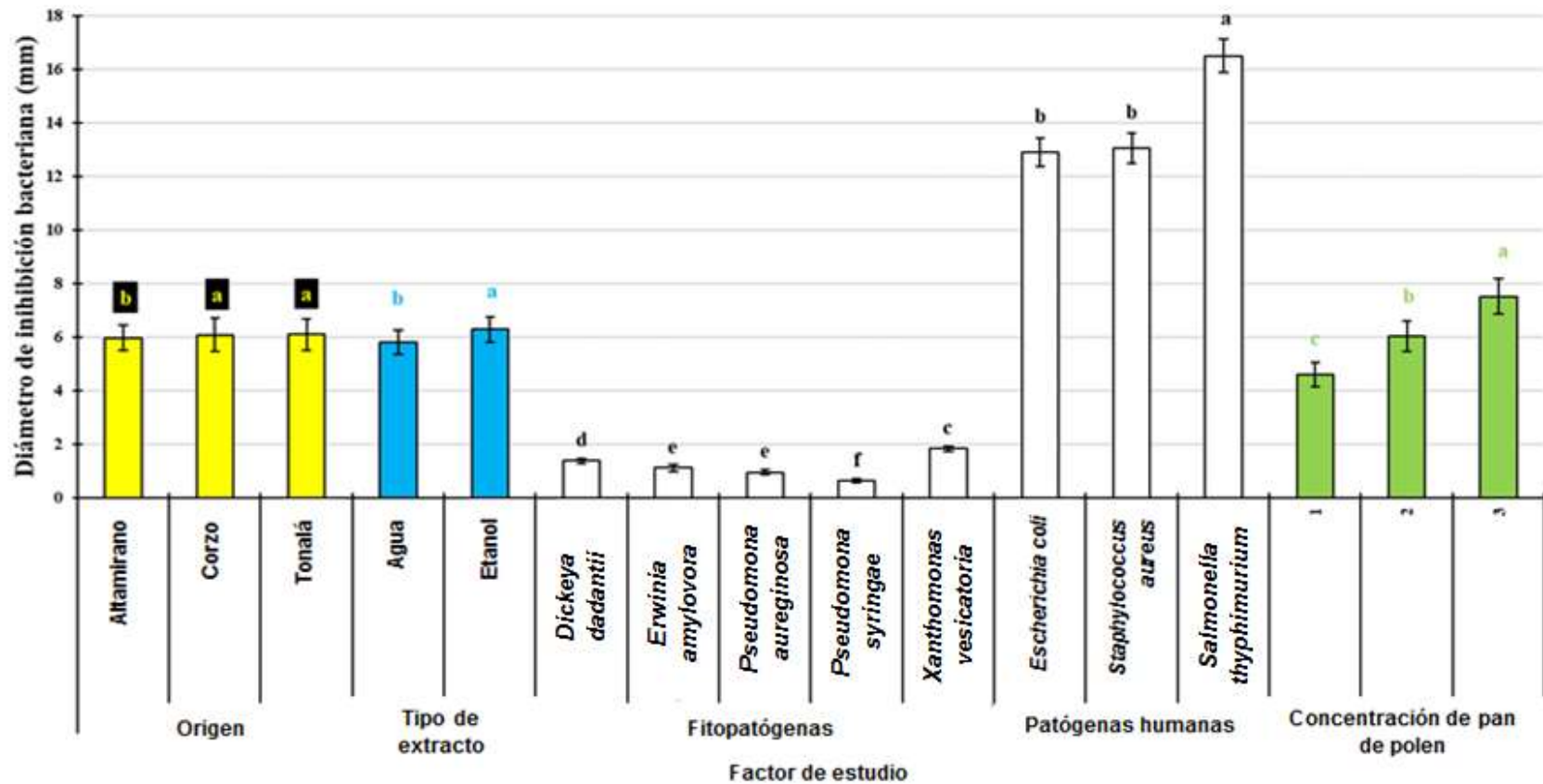


Figura 6. Inhibición bacteriana por parte de los extractos del pan de polen según los factores origen de colecta, tipo de extracto, especie bacteriana y concentración de pan de polen. Las barras en los rectángulos indican \pm el error estándar. Literales distintas en cada factor de estudio (color de barra) indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

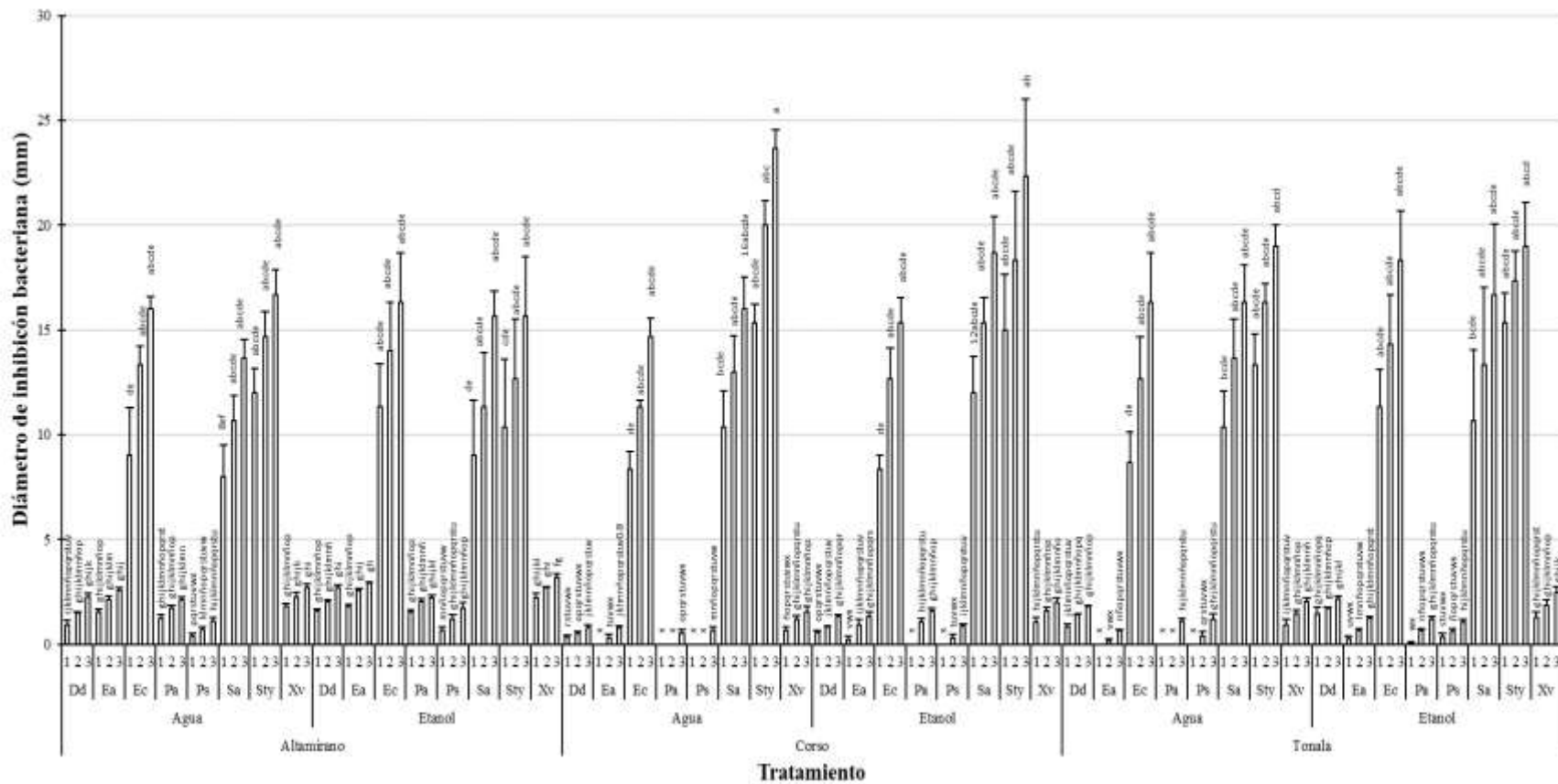


Figura 7. Inhibición bacteriana por parte de los tratamientos con extractos de pan de polen compuesto por origen de colecta, tipo de extracto, especie bacteriana y concentración de pan de polen (g). Las barras en los rectángulos indican \pm el error estándar. Las literales distintas indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Las abreviaciones en la gráfica corresponden a las siguientes bacterias: Dd= *Dickeya dadantii*; Ea= *Erwinia amylovora*; Ec= *Escherichia coli*; Pa= *Pseudomonas aureginosa*; Ps= *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*; Sa= *Staphylococcus aureus*; Sty= *Salmonella thyphimurium*; Xv= *Xanthomonas vesicatoria*.

La prueba de Tukey aplicada a los valores del diámetro de inhibición en las bacterias de salud pública y fitopatógenas, refleja diferencias para las muestras del municipio de Altamirano, cuando las bacterias fueron sometidas a distintas concentraciones del extracto de pan de polen. La bacteria *S. thyphimurium*, fue la que mostró el mayor halo inhibitorio (17.0 mm) con 3.0 g de extracto acuoso y de 15.5 mm con el etanólico. *E. coli* exhibió un halo de 16.0 mm con la misma cantidad de extracto acuoso, en tanto que con el etanólico el halo fue de 16.5 mm (Figura 8).

En el caso de las bacterias fitopatógenas el valor del diámetro de inhibición más alto fue de 2.5 a 3.0 mm en agua destilada para *Dickeya dadantii*, *Erwinia amylovora* y *Xanthomonas vesicatoria* sucesivamente en 3.0 g; para los tratamientos con etanol al 70%, se obtuvo de 3.0 a 3.7 mm, para *Dickeya dadantii*, *Erwinia amylovora* y *Xanthomonas vesicatoria* sucesivamente en 3.0 g (Figura 8).

Los extractos del municipio de Chiapa de Corzo, mostraron que la bacteria más inhibida fue *S. thyphimurium* con un halo de inhibición de 24.0 mm con extracto acuoso a partir de 3.0 g de pan de polen; en tanto que con el etanólico el halo fue de 22.0 mm con la misma cantidad de extracto. Para *S. aureus*, sus halos de inhibición fueron de 16.0 mm, en agua destilada en 3.0 g, con etanol al 70% fue de 18.0 mm. Referente a *E. coli* se obtuvo 15.0 mm en 3.0 g extracto con agua destilada y 14.9 mm con etanol al 70%. Para el caso de las bacterias fitopatógenas, el diámetro de inhibición obtenido en agua destilada, como en etanol al 70%, en las diferentes concentraciones, se obtuvo 1.5 mm en: *Xanthomonas vesicatoria* y *Dickeya dadantii*, en las siguientes concentraciones no se presentó ninguna inhibición (1.0 y 2.0 g) para *Pseudomonas aureginosa* y *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* (Figura 9).

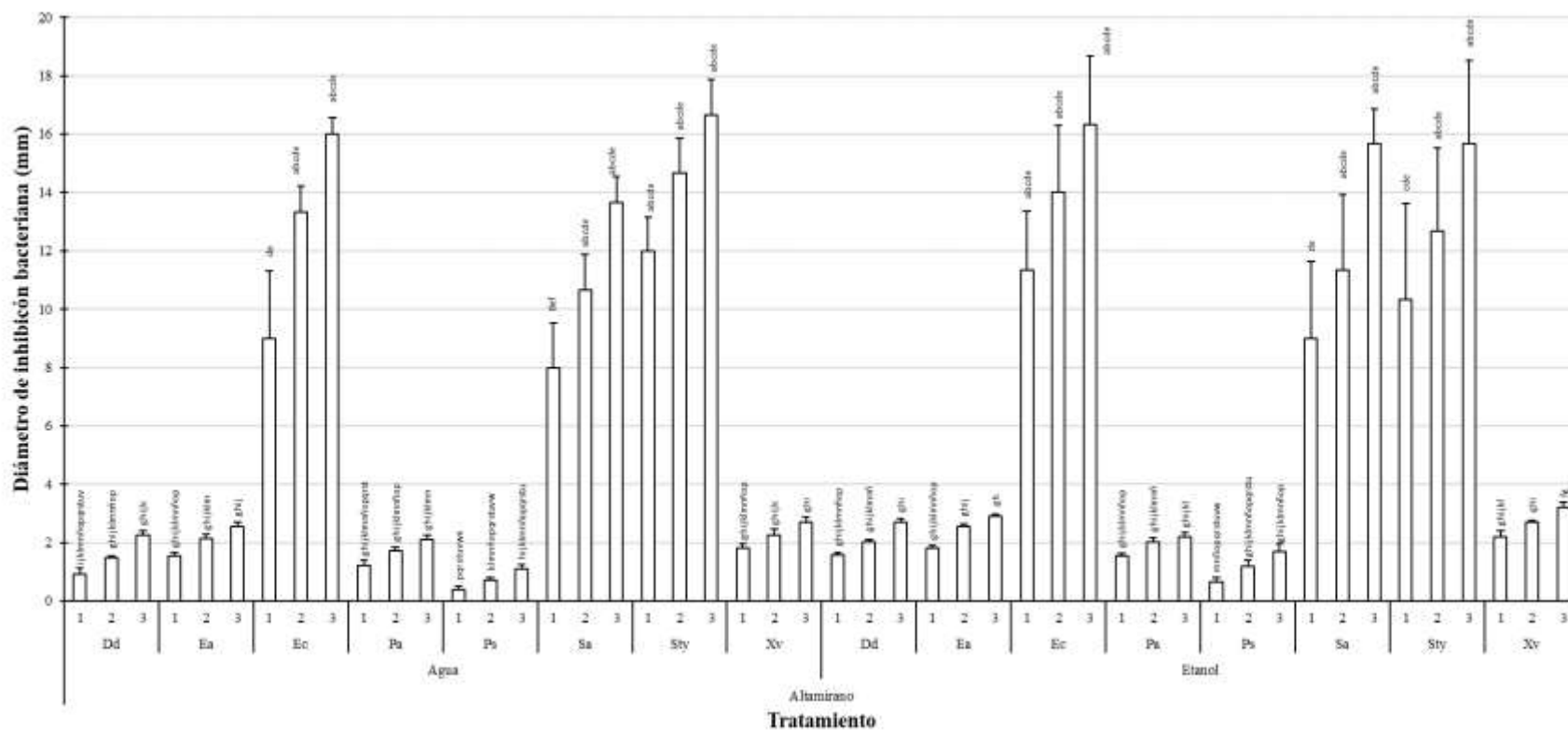


Figura 8. Inhibición bacteriana por parte de los tratamientos de los extractos de pan de polen compuesto por origen de colecta (municipio de Altamirano), tipo de extracto, especie bacteriana y concentración de pan de polen en (g) para el sitio de Altamirano. Las barras en los rectángulos indican \pm el error estándar. Las literales distintas indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Las abreviaciones en la gráfica corresponden a las siguientes bacterias: Dd= *Dickeya dadantii*; Ea= *Erwinia amylovora*; Ec= *Escherichia coli*; Pa= *Pseudomonas aureginosa*; Ps= *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*; Sa= *Staphylococcus aureus*; Sty= *Salmonella thyphimurium*; Xv= *Xanthomonas vesicatoria*.

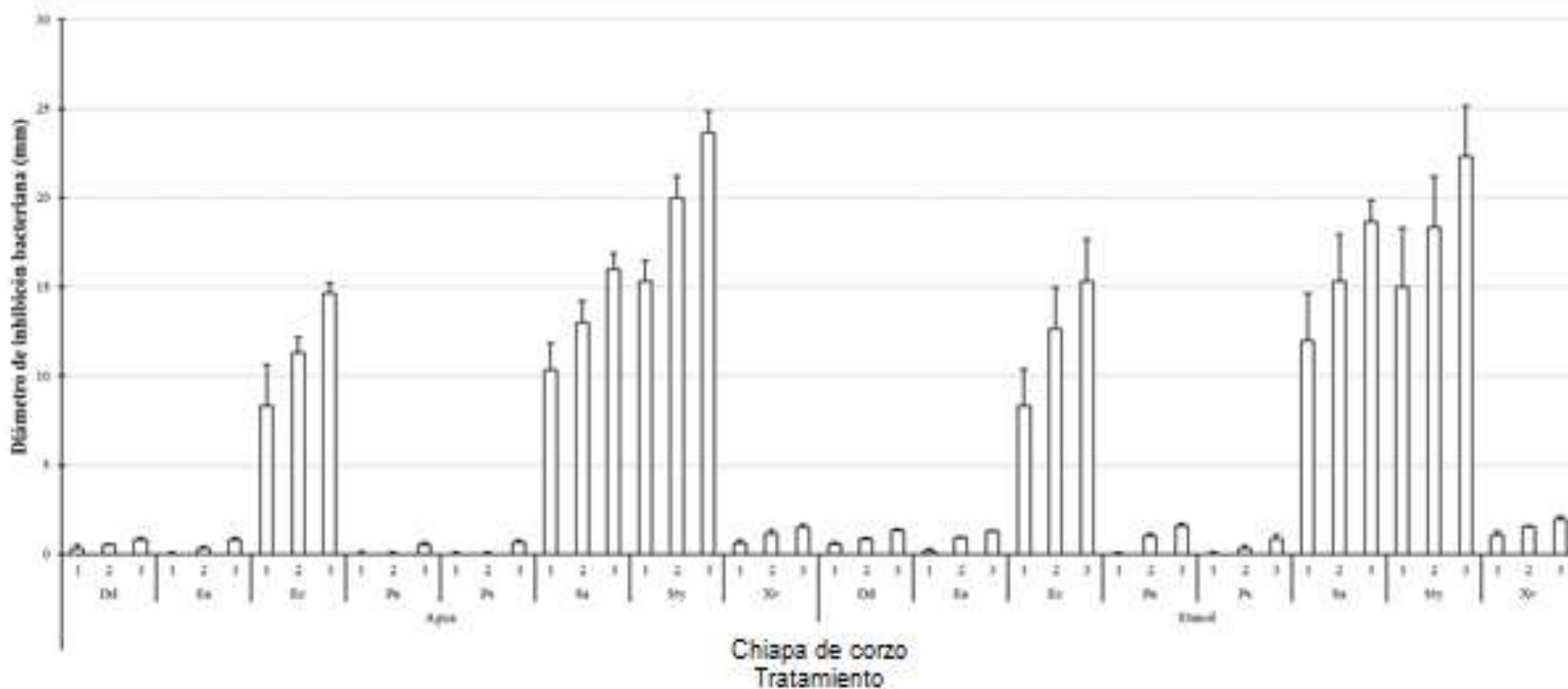


Figura 9. Inhibición bacteriana por parte de los tratamientos de extractos de pan de polen compuesto por origen de colecta, tipo de extracto, especie bacteriana y concentración de pan de polen en (g) para el sitio de Chiapa de Corzo. Las barras en los rectángulos indican \pm el error estándar. Las literales distintas indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Las abreviaciones en la gráfica corresponden a las siguientes bacterias: Dd= *Dickeya dadantii*; Ea= *Erwinia amylovora*; Ec= *Escherichia coli*; Pa= *Pseudomonas aureginosa*; Ps= *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*; Sa= *Staphylococcus aureus*; Sty= *Salmonella thyphimurium*; Xv= *Xanthomonas vesicatoria*.

Para las bacterias de salud pública se obtuvieron los siguientes diámetros de inhibición: para *S. typhimurium*, 18.0 mm en 3.0 g, para agua destilada y etanol al 70%. *E. coli* y *S. aureus*, 16.0 mm en agua destilada, asimismo en el extracto etanólico. En el caso de las bacterias fitopatógenas, los resultados obtenidos en los diámetros de inhibición para la bacteria de *Dickeya dadantii* resultó con 3.0 mm de diámetro, a 3.0 g con agua destilada y etanol al 70%. Para *Xanthomonas vesicatoria* 3.0 mm con agua destilada y 4.0 mm en etanol al 70%. En relación con la bacteria fitopatógena *Pseudomonas aureginosa* en los extractos de 1.0 y 2.0 g, en agua destilada, no se presentó inhibición alguna. Para *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* a 1.0 g de pan de polen, en agua destilada y etanol al 70%, para *Erwinia amylovora* para agua destilada a 1.0 g del extracto, no presentó diámetro de inhibición, para 2.0 g el halo fue de 0.5 mm y en 3.0 g de 1.5 mm de inhibición. En lo que se refiere al extracto de etanol al 70% presentó en 1.0 g 1.0 mm de inhibición, en 2.0 g de 1.5 mm y en 3.0 g de 2.0 mm (Figura 10).

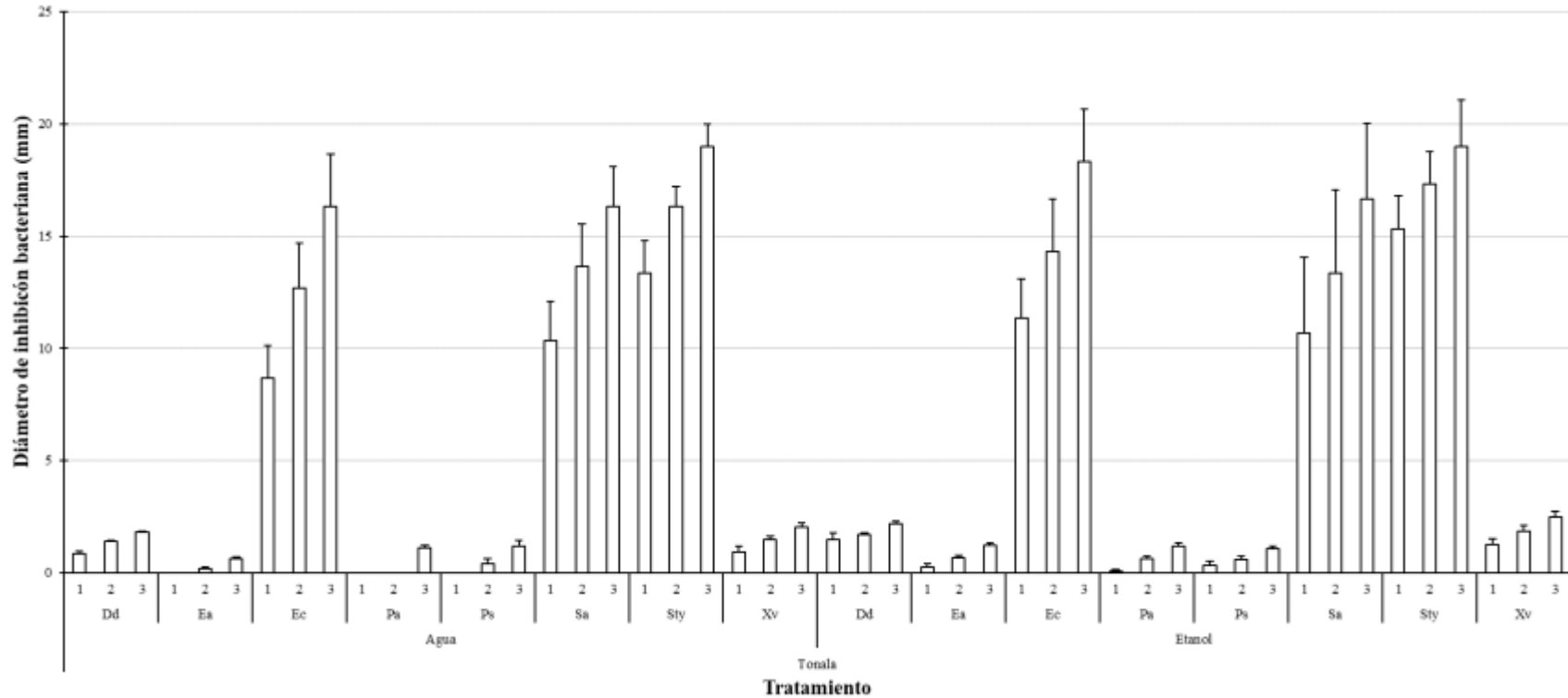


Figura 10. Inhibición bacteriana por parte de los tratamientos de extractos de pan de polen compuesto por origen de colecta, tipo de extracto, especie bacteriana y concentración de pan de polen en (g) para el sitio de Tonalá. Las barras en los rectángulos indican \pm el error estándar. Las literales distintas indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Las abreviaciones en la gráfica corresponden a las siguientes bacterias: Dd= *Dickeya dadantii*; Ea= *Erwinia amylovora*; Ec= *Escherichia coli*; Pa= *Pseudomonas aureginosa*; Ps= *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*; Sa= *Staphylococcus aureus*; Sty= *Salmonella thyphimurium*; Xv= *Xanthomonas vesicatoria*.

V. DISCUSIÓN

De acuerdo al origen del pan de polen recolectado en los apiarios, las concentraciones de flavonoides en el municipio de Altamirano resaltó con 1000 ppm, seguido por Tonalá y Chiapa de Corzo con 800 ppm y 230 ppm respectivamente (Figura 5), diferencia que puede estar relacionada con la marcada diversidad florística, climatológica y geográfica de los municipios muestreados. Ivanisová *et al.* (2015), Mayda *et al.* (2020) y Sawicki *et al.* (2022) encontraron diferencias atribuidas a múltiples factores entre ellos a la región de obtención de la muestra, así como entre colmenas del mismo apiario, así como al método de extracción por origen botánico.

En el presente trabajo existe diferencia significativa en la concentración de flavonoides en el pan de polen utilizado en cada tratamiento entre los municipios, presentando mayor tamaño el uso de 3 g con 795 ppm, en relación a 2 g que fue de 700 ppm y 1 g con 596 ppm (Figura 5), sin embargo, en la literatura se encuentran autores que utilizan concentraciones únicas de pan de polen, como el trabajo de Zuluaga *et al.* (2015) que utilizó 1 g de pan de polen obteniendo valores de 1.9 a 4.5 $\mu\text{g QE.g}^{-1}$ de flavonoides. En cambio otros autores manejaron mayor cantidad como es el caso de Hudz *et al.* (2019) que usó 20 g de pan de polen para tener extractos de quercetina dihidrato y rutina trihidrato. A su vez, Othman *et al.* (2019) empleo 50 g de pan de polen obteniendo 2.88 a 26.55 $\mu\text{g QE.g}^{-1}$ de flavonoides. El estudio de Pelka *et al.* (2021) aplicó concentraciones de pan de polen desde 0.039 a 20%, con el que pudo obtener inhibición bacteriana con 2.5 a 10%. Los trabajos mencionados anteriormente mostraron la presencia de flavonoides en diferentes concentraciones antimicrobianas relevantes.

La diferencia entre la concentración más alta de flavonoides se obtuvo en agua destilada con 700 ppm, mientras que, con etanol al 70% fue de 660 ppm (Figura 5), difiere de lo reportado por Othman *et al.* (2019) quienes obtuvieron mejores resultados con extractos acuosos. Esto puede atribuirse a la metodología de extracción utilizada en esta investigación, particularmente respecto al tiempo de exposición con el extracto acuoso y el etanólico, que pudo afectar a los flavonoides en la diferencia de concentraciones (Savickas, 2013 citado por Othman *et al.*, 2019).

De los efectos inhibitorios de las bacterias ATCC en este estudio, *Salmonella thyphimurium* (14028), *E. coli* (25922) y *Staphylococcus aureus* (25923), alcanzaron halos de 16.5 mm y 13.5 mm, respectivamente. Para el caso de las bacterias fitopatógenas obtuvieron, *Xanthomonas vesicatoria* (BV801) 2.0 mm, *Dickeya dadantii* (3937) 1.8 mm, *Erwinia amylovora* (Rita) 1.5 mm, *Pseudomonas aureoginosa* (BV157) 1.0 mm, y *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* (1448A) 0.5 mm (Figura 6). Comparado con el estudio de Sawick *et al.* (2022) que demostraron halos de inhibición en las bacterias *E. coli* 25922, *Salmonella thyphimurium* y *Staphylococcus aureus* 29213 de 20.0 mm y 18.0 mm. En cambio, Ivanisová *et al.* (2015) obtuvieron para *E. coli* CCM 3988, *Salmonella enterica* subsp. *enterica* CCM 3807 y *Staphylococcus aureus* subsp. *aureus* CCM 4223, halos de 2.0 mm. Por otro lado, Hudz *et al.* (2019) apreciaron en *Salmonella enterica* subsp. *enterica* CCM 3807 y *Staphylococcus aureus* subsp. *aureus* CCM 4223, halos de 15.0 mm y 5.0 mm, respectivamente. Mientras que, Pelka *et al.* (2021) revelaron en *E. coli*, *Pseudomonas aeruginosa* y *Staphylococcus aureus*, halos de 20.0 mm y 10.0 mm, respectivamente. Los resultados de esta investigación difirieron mucho de los otros autores en los halos de inhibición en respuesta a las diferentes concentraciones que se manejaron en las cantidades de los tipos de extracto empleados, no se encontró estudios que analicen a las fitopatógenas con extractos de pan de polen, a excepción de la *Pseudomonas aeruginosa* donde se obtuvieron 1.0 mm de inhibición difiriendo de los investigadores Pelka *et al.* (2021) que obtuvieron 10.0 mm en su halo de inhibición.

Los flavonoides obtenidos de los extractos acuosos de pan de polen, tuvieron mejores inhibiciones en las bacterias Gram negativas, la única bacteria Gram positiva fue, *Staphylococcus aureus* y su halo inhibitorio alcanzado fue de 13.5 mm, condición reportada por Sawicki *et al.* (2022).

VI. CONCLUSIONES

Basados en la pregunta de investigación, el pan de polen si generó halos de inhibición sobre las ocho bacterias de importancia fitopatológica y de salud pública en las condiciones *in vitro*, el halo más alto fue de 16.5 mm en la bacteria *Salmonella thyphimurium*. Logrando altas concentraciones de flavonoides en ppm del pan de polen en las tres localidades estudiadas del estado de Chiapas, resaltando el municipio de Altamirano con 1000 ppm, seguido de Tonalá y Chiapa de corzo con 800 ppm y 230 ppm, respectivamente.

Dichos resultados podrían estar sujetos a la diferencia geográfica, clima y flora que se relaciona con la calidad química y biológica del pan de polen, tal como se ha reportado por diferentes autores.

VII. RECOMENDACIONES

Se recomienda en estudios futuros análisis palinológicos en la zona, para determinar el comportamiento más específico de los flavonoides del pan de polen.

Establecer una nueva metodología para las bacterias fitopatógenas con el uso del pan de polen, para reportar mejores halos de inhibición, para favorecer a las plantas, y así disminuir el uso de agroquímicos.

Para el caso de las bacterias de salud pública se recomienda generar más estudios alternos, obteniendo las dosis óptimas con los concentrados de la extracción de flavonoides con pan de polen, para ser usadas en un futuro en la medicina.

En cuestión de los extractos etanólicos se recomienda hacer un control con puro alcohol a los microorganismos estudiados, para comparar los halos de inhibición, debido a que, en esta investigación no se realizó el retiro del etanol, generando la siguiente pregunta, si el alcohol pudo ser la razón de que los resultados fueran más altos que, los extractos con agua destilada y no los flavonoides del pan de polen.

VIII. LITERATURA CITADA

- Aguilar-Flores, L.E. 2003. Tesis: Caracterización fenotípica y genotípica de estirpes de *Salmonella choleraesuis* aisladas de ambientes marinos. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Ciencias Biológicas. P. 130.
- Aguilar-Hernández, J.A. 2014. Tesis: Caracterización de la actividad apícola e identificación de especies néctar-poliníferas en cuatro comunidades del municipio de Bacalar, Quintana Roo. Dirección General de Educación Superior Tecnológica. Instituto Tecnológico de la Zona Maya (ITZM). Pp: 1-95.
- Álvarez, V.M. 2015. Mecanismos moleculares de patogenicidad de *Salmonella spp.* Revista Latinoamericana Microbiología 47(2):25-42.
- Álvarez, W. 2015. El fuego bacteriano de las rosáceas (*Erwinia amylovora*). Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural Marino, México. P. 97.
- Álvarez-Icaza, P. 2013. Corredor biológico mesoamericano en México. CONABIO 110:1-5.
- Aniñir-Sáez, M.B. 2017. Tesis: Caracterización taxonómica, cuantificación y proteína del polen que forma el pan de abeja durante el periodo invernal (Región de los Ríos). Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias. Escuela de Agronomía. P. 41.
- Araneda, X., Velásquez, C. Morales, D. y Martínez, I. 2014. Producción de pan de abejas (*Apis mellifera* L.) bajo condiciones de laboratorio. Idesia Arica 32(4):63-69.
- Asis, M. 2007. Apiterapia 101 para todos. 3ª edición Rodes Printing, Miami. P. 340.
- Ballesteros, H. y Vásquez R.E. 2007. Determinación de la producción de jalea real en colmenas de cría de diferentes dimensiones. Revista Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria 8(1):75-81.
- Bardales-Sobenis, J.A. y Mendoza-Navarrete, K.A. 2019. Tesis: Desarrollo de aplicaciones culinarias a partir del pan de abeja perteneciente a la especie (*apis mellifera cárnica*) en la ciudad de Guayaquil. Universidad de Guayaquil. Facultad de Ingeniería Química. P. 116.
- Beaver, J.S. 2017. Identificación de la variación patogénica de *Pseudomonas syringae pv. phaseolicola* y factores que influyen en su desarrollo. Madrid Universidad de León, Spain. P. 236
- Belmonte, J. y Roure, J.M. 2002. Introducción Métodos de muestreo. En Valero AL, Cadahía A, Eds. Polinosis. Polen y Alergia. MRA ediciones SL Laboratorios Menarini SA, Barcelona. Pp: 7-16
- Bezaury-Creel, J.E., Torres, J.F., Ochoa-Ochoa, L.M. y Castro-Campos, M. 2011. Áreas naturales protegidas y otros espacios destinados a la conservación, restauración y uso sustentable de la biodiversidad en México. The Nature

- Conservancy-México. P. 21.
- Botero, D.B. 2016. Enfermedades Infecciosas. Medellin. P. 14.
- Bovey, A.R. 2016. La defensa de las plantas cultivadas. Omega S.A. Madrid, España. P. 912.
- Burrill. 1882. A taxonomic study of *Erwinia amylovora*. International journal of systematic and evolutionary microbiology 14(1):5-14.
- Campos, A. 2015. Enfermedades del frijol. México: Trillas. P. 132.
- Carpes, S.T., Begnini, R., Alencar, S. y Masson, M.L. 2007. Study of preparations of bee pollen extracts, antioxidant and antibacterial activity. Ciênc. agrotec., Lavras 31(6):1818-1825.
- Castro, M.R. 2013. Efecto de la aplicación de CNH y citrolina en nogal de Castilla (*Juglans regia*). Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. P. 132.
- Cervantes-García, E., García-González, R. y Salazar-Schettino, P.M. 2014. Características generales de *Staphylococcus aureus*. Revista latinoamericana de patología clínica medicina de laboratorio. Universidad Autónoma de México (UNAM). Facultad de Medicina. Departamento de Microbiología y Parasitología. Pp.1-13.
- Chávez, R. 2015. Diferencias en la resistencia a los antimicrobianos de cepas *Staphylococcus aureus* obtenidas de diversas fuentes de aislamiento. Universidad La Salle. España: La Salle. Revista del Centro de Investigación 7(25):45-64.
- Chmielewski, W. 2006. Insect and mite pest infesting and contaminating bee bread and pollen loads. In: Second European Conference of Apidology EurBee. Bee Research Institute Dol, CZ Prague. Pp. 103-104.
- Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (CONANP). 2017. La reserva de la biosfera, ejemplo de conservación y sustentabilidad. Gobierno de México. Fecha de consulta: 24 de Agosto del 2020.
- Cortés, J.A. 2012. Enfoque terapéutico de la bacteriemia por *Staphylococcus aureus*. España Biomédica 27(2):294-307.
- Creench, C.B., Talbot, T.R. y Schaffner, W. 2006. Community associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* the way to wound is through the nose. J Infect Dis 193(2):169-71.
- Cuevas, O. 2008. Situación actual y evolución de la resistencia a los antimicrobianos en *Salmonella* (1986-2006). Enfermedades Infecciosas Microbiología Clínica 26:269-277.
- Darby, A. 2015. Bacterias simbióticas de áfidos cultivadas en líneas celulares de insectos. Apl. Reinar. Microbiología Argentina. P. 10.
- Domínguez, G. 2017. Plagas y enfermedades de las plantas cultivadas. Madrid,

- España, Editorial Mundi-Prensa. P. 821.
- Domínguez-Trejo, E. 2021. Tesis: Actividad antimicrobiana y antifúngico *in vitro* de *Cúrcuma longa L.* y *Centella asiática L.* frente a microorganismos de importancia clínica. Universidad Veracruzana. Facultad de Química Farmacéutica Biológica. Región Xalapa, Veracruz. P. 58.
- Eley, A.I. 2015. Intoxicaciones alimentarias de etiología microbiana. Zaragoza (España). Acribia. Pp. 1-222
- Ernest, J. A. 2014. Microbiología Médica. México: Manual Moderno. Pp. 1-306
- Escherich, T. 1885. Die darmbakterien des neugeboren und säuglings. Fortschritte der Medizin 3:515-554.
- Frías, S. 2018. Bacteriemia por salmonela no tifoídica en pacientes inmunocomprometidos. Revista Enfermedades Infecciosas Microbiología 29(3): 145-149.
- García, A.R. 2014. Patógenos de plantas descritos en España. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación Madrid, España. P. 132.
- Gaskin, J. 2017. Enfermedades de las Aves transmisibles a los Humanos. Universidad de Florida. Pp. 1-6.
- Gómez-Guerrero, A. 2014. Tesis Producción y análisis financiero de la obtención de jalea real de abejas (*Apis mellifera*) por el método Doolittle. Universidad de la Salle Facultad de Ciencias Agropecuarias Bogota, Colombia P. 124.
- Gómez-Gutiérrez, A. 2006. *Staphylococcus*: las ramificaciones de un racimo. Instituto de Genética Humana. Revista de Medicina 10(3):157-159.
- González-Ávila, M.E., Vera-López, J.I. y Hernández-Solorzano, S. 2021. Estudio de la percepción ambiental geográfica de la contaminación de un arroyo urbano, Tonalá, Chiapas. Revista región y sociedad 33:1-34.
- Gutiérrez, C. 2012. Representaciones sociales de los alimentos orgánicos entre consumidores de Chiapas. Revista Estudios Sociales 20(39):100-129.
- Hernández, H.A. 2016. Manual de técnicas de análisis para control de calidad microbiológico de alimentos para consumo. Argentina: Medicina (Buenos Aires). Pp. 1-21.
- Huang, H.C. 2015. Semilla rosada de guisante. Editorial Plant Pathol, México. P. 63.
- Hudz, N., Yezerska, O., Grygorieva, O., Felsociová, S., Brindza, J., Wieczorek, P. y Kacaniová, M. 2019. Analytical procedure elaboration of total flavonoid content determination and antimicrobial activity of bee bread extracts. Acta Poloniae Pharmaceutica - Drug Research 76(3):439-452.
- Huerta, M.A. 2012. Certificación de Áreas Naturales Protegidas Comunitarias, un modelo alternativo de conservación en Chiapas. Red de Áreas Naturales

- Protegidas Comunitarias. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas. P. 67.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). 2020. Catálogo único de claves de áreas geoestadísticas estatales, municipales y localidades. <http://www.inegi.org.mx/geo/contenidos/geoestadistica/catalogoclaves.aspx>. Consultada el 24 de Julio del 2020.
- Iriarte, S. 2018. Interpretación de resultados de análisis microbiológicos. Bogotá, Colombia. Scielo 37(2):35-42.
- Ivanišová, E., Kačániová, M., Francáková, H., Petrová, J., Hutková, J., Brovarskyi, V., Velychko, S., Adamchuk, L., Schubertová, Z. y Musilová, J. 2015. Bee Bread Perspective source of bioactive compounds for future. Potravinarstvo scientific journal for food industry. Cross check 9(1):592-598.
- Jensen, Y.S. 2015. Aspectos clínicos y patogénicos de las infecciones por *Escherichia coli*. Elsevier. 28(6):370-374.
- Kačániová, M., Rovná, K., Arpášová, H., Hleba, L., Petrová, J., Haščík, P., tričik, M., 2013. The effects of bee pollen extracts on the broiler chicken's gastrointestinal microflora. Research in Veterinary Science 95(1):34–37.
- Kacániová, M., Vuković, N., Chlebo, R., Haščík, P., Rovná, K., Cubon, J. y Pasternakiewicz, A. 2012. The antimicrobial activity of honey, bee pollen loads and beeswax from Slovakia. Archives of Biological Sciences 64(3):927–934.
- Kurz. 2014. Factores de virulencia del patógeno oportunista humano *Serratia marcescens* identificado por cribado *in vivo*. EMBO, Madrid España. P. 22
- Lellito, R.A. (2016). Tesis: Caracterización de patógenos implicados en bacteriosis de judía-grano (*Phaseolus vulgaris L.*) en Castilla y León, puesta a punto de un método de inoculación y búsqueda de fuentes de resistencia en variedades locales. Universidad de Valladolid, Madrid, España. P. 106
- Lignières. 1900. Salmonella Subcommittee of the Nomenclature Committee of the International Society for Microbiology. The Genus Salmonella. The Journal of hygiene 34(3):333–350.
- Llorente, M.J. 2009. El polen. Guía para la comercialización de polen. P. 18.
- López, A., Ríos, M.J., Flamenco, S.A. y Gutiérrez, F.M. 2018. Análisis y modelación espacial de los patrones de deforestación (2005-2025) en la microcuenca La Unión del municipio de Chiapa de Corzo, Chiapas. Sociedad y ambiente (18):117-143.
- López, M. 2017. Características de aislados españoles de *Corynebacterium michiganense* y de *Xanthomonas vesicatoria*. Colombia: Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Serie agrícola. P. 42.

- López-Pérez, D. Castillo-Acosta, O. Zavala-Cruz, J. y Hernández-Trejo, H. 2014. Estructura y composición florística de la vegetación secundaria en tres regiones de la sierra norte de Chiapas, México. *Polibotanica* 37:1-23.
- Luján-Roca, D.A. 2014. *Pseudomonas aeruginosa*: un adversario peligroso. *Acta bioquím. clín. latinoam. Federación Bioquímica de la Provincia de Buenos Aires* Buenos Aires, Argentina 48(4):465-474
- Luna, F. 2015. *El Nogal Producción de fruto y de madera*. Segunda edición. Madrid, España: Mundi-Prensa. P. 118.
- Mandell, G.L., Benett, J.E. y Dolin, R. 2010. *Enfermedades infecciosas. Principios y práctica*. Editorial Elseiver 7° edición. Pp: 1-109.
- Martínez, G. 2016. *Manejo Integrado de Plagas Manual Práctico*. Centro Nacional de Sanidad Vegetal (CNSV). La Habana, Cuba. P. 564.
- Martínez, V., Ojeda, R., Flores, A. y Araujo, J. 2006. Estudio de viabilidad económica de la producción de jalea real con abejas *Apis mellifera* alimentadas artificialmente en épocas de escasez en Yucatán – México. *Revista Mexicana de Agronegocios*. 10(18):15.
- Martínez, A.F. 2014. *Microbiología de Burrows*. México: Interamericana Mc Graw Hill. P. 206.
- Martínez-Pérez de Ayala, L.R., Martínez-Puc, J.F. y Cetzal-Ix W.R. 2017. *Apicultura: Manejo, Nutrición, Sanidad y Flora Apícola*. Universidad Autónoma de Campeche, Campeche. Pp. 8 -15.
- Mátta, S. 2016. *Microbiología, patogénesis epidemiología, clínica y diagnóstico de las infecciones producidas por Salmonella*. España: Elsevier. Pp. 323-337.
- Mayda, N., Ozkok, A., Bayram, N.E., Gercek, Y.C. y Sorkun, K. 2020. Bee bread and bee pollen of different plant sources: determination of phenolic content, antioxidant activity, fatty acid and element profiles. *Journal of food measurement and characterization*. Pp. 1-15.
- Mendizábal, F.M. 2005. *Las abejas*. Primera edición. Editorial Albatroz. Buenos Aires, Argentina. Pp. 46-49.
- Montesinos, E.K. 2016. *El fuego bacteriano del peral, una amenaza permanente: situación actual, epidemiología y control de la enfermedad*. Editorial Phytoma. España. P. 154.
- Moragrega, C.A. 2015. Importancia y situación actual del fuego bacteriano *Erwinia amylovora* en España, Epidemiología, daños y prevención. *Journal of Plant Pathology Perú*. P. 88.
- Mungsan, N. 2018. *Tesis: Origen y diversidad de polen apícola*. Universidad Complutense de Madrid. Facultad de Farmacia. P. 22.

- Muñoz, I. Pinto, M.I y De La Rúa P. 2014. Effects of queen importation on the genetic diversity of Macaronesian island honey bee populations (*Apis mellifera* Linneaus 1758). *Journal of Apicultural Research* 53:296-302.
- Naimi, T.S., LeDell, K.H., Como-Sabetti, K., Borchardt, S.M., Boxrud, D.J. y Etienne, J. 2013. Comparison of community and health care-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* infection. *JAMA* 290:2976.
- Ocaña, R.M. y Ocaña, P.M. 2008. Prácticas de Apicultura. Editorial Servicio de Formación Agraria e Iniciativas. Junta de Castilla y León. Pp. 1-57.
- Ochoa, S.A., López-Montiel, F., Escalona, G., Cruz-Córdova, A.B., Dávila, L., López-Martínez, B., Jiménez-Tapia, Y., Giono, S., Eslava, C., Hernández-Castro, R. y Xicohtencatl-Cortes, J. 2013. Características patogénicas de cepas de *Pseudomonas aeruginosa* resistentes a carbapenémicos, asociadas con la formación de biopelículas. *Bol. Med. Hosp. Infant. Méx.* 70(2):138-150.
- Ochoa, V., Guzmán, A.R. y Caicedo, Y. 2012. Infección por *Staphylococcus aureus* meticilino resistente adquirido en la comunidad. *Gastrohup* (2):46-57.
- Olaechea, P.M., Insausti, J., Blanco, A. y Luque, P. 2010. Epidemiología e impacto de las infecciones nosocomiales. *Med Intensiva* 34:256-267.
- Othman, Z.A., Noordin, L., Syaheedah, W., Ghazali, W., Norsuhana, O. y Mohamed, M. 2019. Análisis nutricional, fotoquímico y antioxidante del pan de abeja de diferentes regiones de Malasia. *Indian Journal of Pharmaceutical sciences* 81(5): 955-960.
- Pelka, K., Otlowska, O., Worobo, R.W. y Szweda, P. 2021. Bee bread exhibits higher antimicrobial potential compared to bee pollen. *Antibiotics*. MDPI. 10(2):1-14.
- Peña, R.C. 2008. Estandarización en propóleos: antecedentes químicos y biológicos. *Cien. Inv. Agr.* 35(1):17-26.
- Ponce de León-Rosales, S., Arredondo-Hernández, R. y López-Vidal, Y. 2015. La resistencia a los antibióticos: Un grave problema global. *Gaceta Médica de México* 151:681.
- Puerta, A. 2010. Enterobacterias. Unidad de enfermedades infecciosas. Servicio de medicina interna. Complejo Hospitalario Universitario de Albacete, España. Pp. 3426-3431.
- Quiñones-Pérez, D. 2017. Resistencia antimicrobiana: evolución y perspectivas actuales ante el enfoque una salud. *Revista Cubana de Medicina Tropical* 69(3):1-17.
- Rhodes, T.N. y Somerville, E.D. 2003. Cría de abejas reina. Universidad Centroamericana. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Pp. 34-49.
- Rodríguez-Ángeles, G. 2002. Principales características y diagnóstico de los grupos patógenos de *Escherichia coli*. Instituto de Diagnóstico y Referencia Epidemiológicos. México, D.F., México. *Salud pública de México* 44(5):1-12.

- Roldán, M.L. 2014. Aislamiento, caracterización y subtipificación de cepas de *Escherichia coli* O157:H7 a partir de productos cárnicos y leche. *Revista Argentina de Microbiología* 39:113-119.
- Rosenbach. 1884. First Complete Genome Sequences of *Staphylococcus aureus* subsp. *aureus* (DSM 20231T), Determined by PacBio Single-Molecule Real-Time Technology. *Genome Announc* 3(4):800.
- Salazar, B. 2002. Determinación de factores de virulencia asociados a *Escherichia coli* Enterohemorrágica en cepas peruanas aisladas entre 1999-2001. *Rev. Perú. Med. Exp. Salud pública* 19(2):63-67 .
- Samson. 2005. Dickeya Backbone Taxonomy. <https://doi.org/10.15468/39omei>
- Santiago, R.A. 2016. Diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación Madrid, España. Pp. 15-22.
- Saude, M.G. 2013. Caracterización molecular y fenotípica como herramienta de marcaje epidemiológico para cepas de salmonella. *Revista Microbiológica* 36(1): 22-30.
- Savickas, A. 2013. Evaluación del contenido fenólico total y actividad antioxidante de diferentes *Rosmarinus officinalis* L. extracto etanólicos. *Biologija* 59:39-44.
- Sawicki, T. Starowicz, M. Klebukowska, L. y Hanus, P. 2022. The profile of total phenolics and flavonoids and antioxidant and antimicrobial properties of bee. *Molecules*. MDPI. 27:1-16.
- Schroeter. 1872. The proposed Neotype Strains of *Pseudomonas Aeruginosa*. *International journal of systematic and evolutionary microbiology* 14(2):69-84.
- Shulnian, P. 2013. *Enfermedades Infecciosas Bases Clínicas y Biológicas*. Editorial Mc Graw Hill. Pp. 1-282
- Smith, I.M. 2015. *Manual de enfermedades de las plantas*. Mundi-Prensa, Madrid, España. P. 234.
- Stanciu, O., Marghitas, L.A. y Dezmirea, D. 2007. Examination of antioxidant capacity of beebread extracts by different complementary assays. *Bulletin USAMV-CN* 63(1-2):204-207.
- Tapia-Segura, K. 2014. Tesis: La exportación de miel natural de abeja como alternativa de rentabilidad financiera de la asociación ganadera local especializada en apicultura del valle de bravo, Estado de México. Universidad Autónoma del Estado de México. Centro Universitario UAEM Tenancingo. P. 165.
- Thorp, R.W. 2000. The collection of pollen by bees. *Plant Systematic and Evolution*. 222:211-223.
- Torá, A.J. 2015. *Control Integrado de Plagas y Enfermedades*. Agro Latino S.L. Madrid, España. Pp. 7-15.

- Tortora, G.J., Funke, B.R. y Case, C.L. 2007. Introducción a la microbiología. Buenos aires, Argentina. Editorial Médica Panamericana. 9° Edición. Pp. 1-931.
- Utrilla, G.M. 2012. Epidemiología, aspectos clínicos diagnóstico, tratamiento, medidas de prevención y control. Salud Pública de México 38(1):18-35.
- Van Hall. 1904. *Pseudomonas syringae*. <https://doi.org/10.15468/c3kkgh>
- Vaqué, J.O. 2016. Sociedad Española de Medicina Preventiva Salud Pública e Higiene. EPINE Madrid, España. P. 128.
- Vauterin, L., Hoste, B., Kersters, K. y Swings, J. 1995. Reclassification of *Xanthomonas*. International journal of sistematic and evolutionary microbiology. 45 (3):472-489.
- Vázquez-Gómez, J., Aldrete, A., Castillo-Pérez, T., Galdámez-Toledo, W., Villalobos-Sánchez, G., Morales-Castillo, E. y Escobedo de León, S. 2009. Estudio regional forestal municipios Ocosingo y Altamirano. Asociación regional de silvicultores de montes azules A.C. Colegio de ingenieros agrónomos de Chiapas, A.C. P. 234.
- Velázquez, S.R. y Sarmiento J.V. 2011. Tesis: Suplementación estratégica para la mejora poblacional y producción de miel y polen de *Apis mellifera* L. Universidad Autónoma de Chiapas. Facultad de Ciencias Agronómicas. P. 45.
- Velázquez, M. 2016. Surgimiento y diseminación de *Staphylococcus aureus* meticilorresistente. Salud Pública de México 10(1):5-13.
- Wolf, J.M. 2016. Mancha bacteriana en pimiento y tomate: *Xanthomonas campestris* pv. *vesicatoria*. <https://edepot.wur.nl/3609> Consultado el 27 de Agosto del 2021.
- Zuluaga, C.M., Serrato, J.C. y Quicazan, M.C. 2015. Chemical, nutritional and bioactive characterization of colombian bee bread. The Italian Association of Chemical engineering AIDIC 43:175-180.
- Zúñiga, J. 2015. La sarna bacteriana del pimiento. Guadalajara protección del cultivo. Pp. 1-4.