



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE FITOSANIDAD

ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

DIVERSIDAD, BIOLOGÍA Y ECOLOGÍA DE ÁCAROS ORIBÁTIDOS EN ZONAS PRODUCTORAS DE AGUACATE Y ÁREA DE CONSERVACIÓN

HAROL GABRIEL REVELO TOBAR

T E S I S
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, ESTADO DE MÉXICO

2021

La presente tesis titulada: **DIVERSIDAD, BIOLOGÍA Y ECOLOGÍA DE ÁCAROS EDÁFICOS EN ZONAS PRODUCTORAS DE AGUACATE Y ÁREA DE CONSERVACIÓN. SU USO POTENCIAL COMO BIO-INDICADORES DE CALIDAD DEL SUELO**, realizada por el alumno: **HAROL GABRIEL REVELO TOBAR**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS
FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

CONSEJO PARTICULAR



CONSEJERO (A)

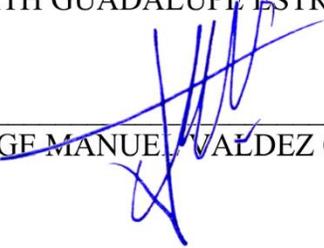
DR. ARMANDO EQUIHUA MARTÍNEZ



ASESOR (A)

DRA. EDITH GUADALUPE ESTRADA VENEGAS

ASESOR (A)



M.C. JORGE MANUEL VALDEZ CARRASCO

Montecillo, Texcoco, Estado de México, agosto de 2021

DIVERSIDAD, BIOLOGÍA Y ECOLOGÍA DE ÁCAROS ORIBÁTIDOS EN ZONA PRODUCTORAS DE AGUACATE Y ÁREA DE CONSERVACIÓN

Harol Gabriel Revelo Tobar, M. en C.

Colegio de Postgraduados, 2021

RESUMEN

Los ácaros oribátidos son uno de los grupos más importantes en el suelo, cumplen un papel fundamental en la degradación de la materia orgánica y el reciclaje de los nutrientes. La antropización de los ecosistemas naturales representa un grave riesgo para la conservación de este importante grupo, sin embargo, la información que se tiene sobre la diversidad, biología, comportamiento y el efecto de estos cambios en las comunidades de ácaros oribátidos, aún son poco conocidas. Con este contexto, de octubre 2019 a septiembre 2020 se recolectó mensualmente muestras de suelo de un ecosistema natural (bosque de pino y encino) y dos ecosistemas agrícolas (cultivo de aguacate), estas fueron procesadas mediante el embudo Berlese-Tullgren para la extracción de los ácaros en alcohol y vivos para el establecimiento de crías en condiciones de laboratorio; adicionalmente se realizó un perfil de suelo por cada ecosistema para conocer la distribución vertical de este grupo de ácaros. Se recolectaron 23,940 ind/m² distribuidos en 24 superfamilias, 26 familias, 42 géneros y 70 especies, de estas, 30 son nuevos registros para el país; aumentando el número de registros para el estado de Michoacán a 81. Los efectos del cambio de uso del suelo evidenciaron una notable disminución del número de especies en los sitios de cultivo de aguacate orgánico (17 spp.) y convencional (25 spp.), donde las abundancias totales eran regidas por especies oportunistas, con reproducción asexual facultativa y amplia plasticidad biológica. Adicionalmente, se cultivaron en laboratorio nueve especies de ácaros: seis de Oribatida, dos de Mesostigmata y uno de Prostigmata; con excepción de *Nothrus oblongus* a todas se les siguió su ciclo biológico, alimentación, quiescencia, muda, reproducción y comportamiento. También, el estudio de los perfiles demostró que la mayor abundancia y diversidad se encuentra en los estrados orgánicos del suelo y que existe una migración vertical de acuerdo a las condiciones ambientales. Finalmente se ilustró con fotografías las especies encontradas y todos los estados de desarrollo de las especies cultivadas en laboratorio.

Palabras claves: Oribatida, riqueza de especies, ciclo biológico, migración vertical, aguacate.

DIVERSITY, BIOLOGY AND ECOLOGY OF ORIBATID MITES IN AVOCADO PRODUCING ZONE AND CONSERVATION AREA

Harol Gabriel Revelo Tobar, M. en C.

Colegio de Postgraduados, 2021

ABSTRACT

Oribatid mites are one of the most important groups in the soil, they have a fundamental role in the degradation of organic matter and the recycling of nutrients. The anthropization of natural ecosystems represents a serious risk to the conservation of this important group, however, the information we have about the diversity, biology, behavior and the effect of these changes on the communities of oribatid mites, are still little known. With this context, from October 2019 to September 2020 soil samples were collected monthly from a natural ecosystem (pine and oak forest) and two agricultural ecosystems (avocado cultivation), these were processed through the Berlese-Tullgren funnel for the extraction of the mites in alcohol and alive for the establishment of breeding in laboratory conditions; additionally, a soil profile was made for each ecosystem to know the vertical distribution of this group of mites. We collected 23,940 ind/m² distributed in 24 superfamilies, 26 families, 42 genera and 70 species, of these, 30 are new records for the country; increasing the number of registrations for the state of Michoacán to 81. The effects of land use change evidenced a notable decrease in the number of species at organic (17 spp.) and conventional (25 spp.) cultivation sites, where total abundances were governed by opportunistic species, with facultative asexual reproduction and broad biological plasticity. Additionally, nine species of mites were cultivated in the laboratory: six of Oribatida, two of Mesostigmata and one of Prostigmata; with the exception of *Nothrus oblongus*, all were followed by their life cycle, feeding, quiescence, moult, reproduction and behavior. Also, the study of the profiles showed that the greatest abundance and diversity is found in the organic stratum of the soil and that there is a vertical migration according to environmental conditions. Finally, the species found and all the stages of development of the species cultivated in the laboratory were illustrated with photographs.

Keywords: Oribatida, species richness, life cycle, vertical migration, avocado.

DEDICATORIA

Dedico esta investigación con total gratitud, a mi México querido:

La capital indudable de todos los pueblos latinoamericanos.

De todos lados venimos en busca de ayuda y sus hijos nunca nos la han negado; todo lo desarrollado hasta el momento por este servidor, es la prueba clara y contundente de aquello. México despierta temprano y un tanto agitado, bajo la mirada radiante de Tonatiuh y frecuentemente con la bendición líquida de Tlaloc en las montañas, construye diariamente con esfuerzo, mejores días para los suyos.

Quienes no tuvimos la dicha de nacer aquí, siempre tuvimos la esperanza inagotable de conocerlo. Disfrutar de esas deliciosas obras de arte que se distribuyen por todos los puntos cardinales, elaboradas por las manos más experimentadas y hábiles, que transforman los productos del campo en vitalidad para todos.

Mientras te desplazas por sus calles, los sentidos se alborotan por la maravilla que perciben, cada aroma, sonido y paisaje dejan una sensación dulce en el alma. Casi en todo lugar, las obras de las grandes civilizaciones, se exhiben con total grandeza y los pueblos mágicos son la convergencia ideal de toda esa cultura e historia.

El decir “México es un país mega diverso” hasta causa risa de lo cierto que es; por donde transites, la flora y fauna construyen un paisaje que te roba el aliento.

**Amo el canto del ceniztle,
pájaro de cuatrocientas voces.
Amo el color del jade
y el enervante perfume de las flores,
pero más amo a mi hermano: el hombre (Nezahualcōyotl 1402-1472)**

¿Cómo no amar a México? y ¿Cómo no dedicarle esta investigación?

AGRADECIMIENTO

Deseo expresar mi total gratitud:

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la financiación de mis estudios de postgrado.

A mi *alma mater* el Colegio de Postgraduados, quien me albergó por estos dos años de fructífera formación académica.

A la **Dra. Edith Guadalupe Estrada Venegas**, directora de tesis, maestra y consejera de vida. Sepa usted que la admiro, estimo y respeto; su amplia trayectoria, experiencia y calidad humana me han inspirado a dar más, romper mis límites y enamorarme perdidamente de esta maravillosa rama de la ciencia, sin perder lo fundamental: la humildad.

¡ A usted le debo el ser acarólogo!

Al **Dr. Armando Equihua Martínez**, usted es de las bendiciones más grandes que me han sido otorgadas, es inverosímil intentar resumir sus cualidades cómo maestro en este breve párrafo. Gracias por toda la confianza, los buenos consejos y las decisiones prácticas; usted es el arquetipo ideal de un gran profesional, académico y ser humano.

Al **M.C. Jorge Valdez Carrasco**, por el apoyo generoso y las sugerencias oportunas. Me es ineludible mencionar que su clase es de las más impresionantes que he tomado en mi vida. Que alegría encontrar profesionales de su nivel, dispuestos a contribuir con total disposición, entusiasmo y humildad.

Al **Dr. Pablo Antonio Martínez**, por compartirme esa pasión por los “cascaruditos” (oribátidos). Espero algún día ser un Oribatólogo de su prestigio.

Al **Dr. Mauricio Pérez Silva y familia**, por las apropiadas sugerencias para el desarrollo de las ilustraciones que engalanan este trabajo y claramente por las buenas pláticas.

Al **Dr. Bert Kohlmann y la Dra. Alex Gilman**, por el infinito amor a la entomología y los artrópodos edáficos. Mis eternos y grandes maestros.

Al **M.C. Jesús Ruíz Valencia**, ¡mi hermano del alma!, cuan perfecta es esta existencia que nos pone en el camino a las personas más indicadas para construir grandes cosas; eres de las personas que más admiro y respeto. Estoy seguro que gracias esa genialidad y conocimientos abundantes que posees, tu nombre quedará eternamente grabado en los altares más sublimes del saber. Si la vida lo permite, las RAÍCES que estamos generando, servirán de inspiración para muchos.

A la **M.C. Alejandra Macías Muro y familia**, resulta extraordinario cómo un acontecimiento tan fugaz, pueda ser el génesis de una amistad tan maravillosa. Eres una mujer magnífica y única.

A **Stephanie Montero y familia**, usted es la respuesta que eliminó por siempre mis indecisiones espirituales (algún día le contaré la razón). Gracias Tita por ese cariño desinteresado y sincero. Este logro también es suyo.

A mis grandes amigos: **M.C. Steven Brenes Prendas, M.C. Christian Montero, Lic. Eduardo Ortega Feroso y M.C. Valentina Díaz Grisales e Ing. Brianda Solorzano Tello** e incluyendo a varios de los mencionados, son de las pocas personas que gozan de mi total confianza y amistad, gracias por estar presentes en esos momentos necesarios.

A mis compañeras de laboratorio: **Ariana Corrales y Jazibe Herrera Domínguez**, por el gran apoyo que me han brindado para llegar a este momento culmen. Gracias por ese gran equipo de trabajo que construimos, espero que sigamos creciendo juntos.

A la Neurocientífica: **Alexandra Elbakyan (SCI-HUB)**, por DEMOCRATIZAR el acceso al conocimiento científico.

Y a mi familia, principalmente a: **Doña Rosa Tobar Bolaños, Lourdes Amalia y Carmen del Rosario Revelo Tobar**, mi abuela, madre y tía respectivamente. A ustedes prácticamente les debo la vida y el total de mis logros. Cada paso que he dado, cada éxito y cada triunfo, son gracias a su inspiración y sustento. No conozco hasta el momento otras mujeres con esa gran resiliencia, unidad y tesón. Las amo con el alma, espero que esta efímera vida me sea suficiente para devengar todo ese apoyo que me han brindado.

CONTENIDO

RESUMEN	iii
ABSTRACT	iv
DEDICATORIA	v
AGRADECIMIENTO	vi
LISTA DE CUADROS	xi
LISTA DE FIGURAS	xiii
INTRODUCCIÓN GENERAL	1
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	4
OBJETIVOS	6
REVISIÓN GENERAL DE LITERATURA	7
Los ecosistemas agrícolas y de conservación en el estado de Michoacán.....	7
Los bosques de Pino y Encino	9
El cultivo de Aguacate	10
La problemática del cambio de uso del suelo	11
Calidad del suelo	14
Factores que afectan la calidad del suelo	15
Relevancia de la biota del suelo en el funcionamiento del ecosistema suelo	15
La Acarofauna mexicana	16
Los ácaros Oribátidos en México.....	16
Morfología	19
Biología y ecología	24
Índices de bio-indicadores	31
Alternativas para la evaluación de la calidad edáfica	32
Literatura citada	34
CAPÍTULO I.- DIVERSIDAD DE ÁCAROS EDÁFICOS EN ZONAS	
PRODUCTORAS DE AGUACATE Y ÁREA DE CONSERVACIÓN	46
1.1 INTRODUCCIÓN	46
1.2 MATERIALES Y MÉTODOS	48
1.2.1 Ubicación.....	48
1.2.2 Sitios de muestreo.....	48
1.2.3 Toma de muestras de suelo.....	49

1.2.4	Extracción de la acarofauna e identificación	51
1.2.5	Análisis de propiedades físico-químicas del suelo	52
1.2.6	Curvas de acumulación de especies	52
1.2.7	Índices de biodiversidad	53
1.2.8	Correlación de variables	55
1.2.9	Datos climáticos	57
1.2.10	Ilustración de las especies	57
1.3	RESULTADOS	58
1.3.1	Riqueza específica y abundancia relativa de artrópodos edáficos.....	58
1.3.2	Especies de ácaros oribátidos encontradas en los tres ecosistemas.....	58
1.3.3	Variación estacional de los ácaros oribátidos.....	66
1.3.4	Curvas de acumulación de especies	69
1.3.5	Índices de diversidad	72
1.3.6	Análisis de componentes principales.....	74
1.3.7	Análisis de conglomerados.....	74
1.3.8	Regresión por Mínimos Cuadrados Parciales.....	76
1.3.9	Correlación entre especies de interés y las variables de suelo y clima para cada ambiente.....	77
1.3.10	Ácaros oribátidos presentes en los tres ecosistemas, sinonimias, distribución mundial actual, distribución en México, hábitat y características de diagnóstico	81
1.4	DISCUSIÓN.....	142
1.5	LITERATURA CITADA.....	156
CAPÍTULO II.- BIOLOGÍA Y COMPORTAMIENTO DE ÁCAROS EDÁFICOS		
EN ZONAS PRODUCTORAS DE AGUACATE Y ÁREA DE CONSERVACIÓN		
167		
2.1	INTRODUCCIÓN.....	167
2.2	MATERIALES Y MÉTODOS.....	169
2.2.1	Ubicación.....	169
2.2.2	Extracción y establecimiento del pie de cría	169
2.2.3	Alimentación y mantenimiento	169

2.2.4	Seguimiento del Ciclo Biológico.....	170
2.2.5	Datos climáticos	172
2.3	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	173
2.3.1	Temperatura y humedad en condiciones de laboratorio.....	173
2.3.2	Ciclos biológicos desarrollados	173
2.4	LITERATURA CITADA.....	219
CAPÍTULO III- DIVERSIDAD Y ABUNDANCIA DE ÁCAROS EN UN PERFIL		
	DE SUELO	226
3.1	INTRODUCCIÓN.....	226
3.2	MATERIALES Y MÉTODOS.....	227
3.2.1	Descripción del perfil de suelo	227
3.2.2	Evaluación de la acarofauna edáfica	227
3.2.3	Análisis de propiedades físico-químicas	228
3.2.4	Correlación de variables	228
3.3	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	230
3.3.1	Descripción del perfil de suelo	230
3.3.2	Análisis de propiedades físico-químicas	234
3.3.3	Dinámica de los ácaros oribátidos en un perfil de suelo	235
3.3.4	Relación entre la profundidad del suelo y variables fisicoquímicas de suelo ...	246
3.3.5	Correlación de las especies en las diferentes profundidades y las propiedades físico químicas del suelo.....	246
3.4	DISCUSIÓN.....	250
3.5	LITERATURA CITADA.....	252
	CONCLUSIONES	255
	ANEXOS	253

LISTA DE CUADROS

REVISIÓN GENERAL DE LITERATURA	7
Cuadro 1. Tipos de vegetación en el estado de Michoacán. Tomado de: (Cué-Bar <i>et al.</i> , 2006).....	9
Cuadro 2. Cambio de uso del suelo (bosque-aguacate) en el estado de Michoacán. Tomado de: (Tomas y Zepeda, 2016).....	13
CAPÍTULO I.- DIVERSIDAD DE ÁCAROS EDÁFICOS EN ZONAS PRODUCTORAS DE AGUACATE Y ÁREA DE CONSERVACIÓN	46
Cuadro 1. Ubicación de los sitios de muestreo.	49
Cuadro 2. Valores medios anuales de variables de suelo y clima incluidas en el análisis de PLS	57
Cuadro 3. Especies compartidas en los tres ecosistemas.	59
Cuadro 4. Ácaros oribátidos encontrados en los tres ecosistemas evaluados.	62
Cuadro 5. Parámetros evaluados para la construcción de las curvas de acumulación de especies en los tres ecosistemas.....	70
CAPÍTULO II.- BIOLOGÍA Y COMPORTAMIENTO DE ÁCAROS EDÁFICOS EN ZONAS PRODUCTORAS DE AGUACATE Y ÁREA DE CONSERVACIÓN	167
Cuadro 1. Cuadro 1. Especies y estados de desarrollo estudiados.	174
Cuadro 2. Desarrollo ontogenético de <i>Allogalumna (Acrogalumna) longipluma</i>	175
Cuadro 3. Desarrollo ontogenético de <i>Pseudoamerioppia barrancensis</i>	180
Cuadro 4. Desarrollo ontogenético de <i>Nothrus oblongus</i>	184
Cuadro 5. Ciclos biológicos de especies del género <i>Nothrus</i> . Tomado de: (Ermilov, 2008, 2009).	187
Cuadro 6. Desarrollo ontogenético de <i>Belbodamaeus (Lanibelba) palaciosi</i>	188
Cuadro 7. Desarrollo ontogenético de <i>Wallworkoppia cervifer</i>	193
Cuadro 8. Desarrollo ontogenético de <i>Sancassania</i> sp.	196
Cuadro 9. Duración de los estado de desarrollo de 4 especies del género <i>Sancassania</i> (Abou El-Atta <i>et al.</i> , 2014; Cakmak <i>et al.</i> , 2011; Cross y Bohart, 1990; Kheradmand <i>et al.</i> , 2007).	204

Cuadro 10.	Desarrollo ontogenético de <i>Scutacarus</i> sp.	205
Cuadro 11.	Desarrollo ontogenético de <i>Protogamasellopsis posnaniensis</i> Wiśniewski y Hirschmann, 1991.....	208
Cuadro 12.	Desarrollo ontogenético de <i>Macrocheles</i> sp.....	214
Cuadro 13.	Duración de los estados de desarrollo de 4 especies del género <i>Macrocheles</i> (Azevedo <i>et al.</i> , 2018; Krantz y Royce, 1994; Soliman <i>et al.</i> , 1978; Wade y Rodríguez, 1961).	218
CAPÍTULO III- DIVERSIDAD Y ABUNDANCIA DE ÁCAROS EN UN PERFIL DE SUELO		
	DE SUELO	226
Cuadro 1.	Estratificación del suelo para la valoración de macro, meso y micro fauna edáfica.....	227
Cuadro 2.	Valores de las propiedades físico químicas del suelo a siete profundidades, en los tres ecosistemas.....	235
Cuadro 3.	Número de especies de ácaros oribátidos encontrados en un perfil de suelo en dos de los tres ecosistemas evaluados.....	237
Cuadro 4.	Coefficiente de correlación de Pearson (r) de la profundidad con las variables de suelo y el valor p de la prueba para cada ambiente	246
Cuadro 5.	Coefficiente de correlación de Pearson (r) de la profundidad con las variables de suelo BPE y el valor p de la prueba para cada ambiente.	247

LISTA DE FIGURAS

REVISIÓN GENERAL DE LITERATURA	7
Figura 1. Producción agrícola (hectáreas) en los estados mexicanos (SIAP, 2019).....	8
Figura 2. Porcentaje de área productiva por cultivo en el estado de Michoacán 2019 (SIAP, 2019).....	8
Figura 3. Superficie sembrada de aguacate de 1999 a 2019 (SIAP, 2019).....	10
Figura 4. Valor de la producción anual de aguacate de 1999-2019 (SIAP, 2019).	11
Figura 5. Cambio de uso del suelo. Transición de bosque de pino a cultivo de aguacate. Foto: Harol Revelo Tobar, 2020.....	12
Figura 6. No de especies de oribátidos en los estados mexicanos para el año 2000. Tomado de: (Hoffmann y López-Campos, 2000)	18
Figura 7. No de especies de oribátidos en los estados mexicanos para el año 2004. Tomado de: (Palacios-Vargas y Iglesias, 2004)	19
Figura 8. Segmentación general de Ácari. Tomado de: (Krantz y Walter, 2009).	20
Figura 9. Estructura general del gnatosoma. Tomado de: (Krantz y Walter, 2009).	21
CAPÍTULO I.- DIVERSIDAD DE ÁCAROS EDÁFICOS EN ZONAS PRODUCTORAS DE AGUACATE Y ÁREA DE CONSERVACIÓN	46
Figura 1. Localización de los sitios de muestreo en el estado de Michoacán, México.....	48
Figura 2. Metodología para la extracción y estudio de artrópodos edáficos. A: toma de muestras, B: preparación de la muestra en el embudo de Berlese-Tullgren, C: muestras procesadas, D: cuantificación y extracción en ácido láctico, E: montaje en preparaciones permanentes, F: sellado, G: identificación, H: Etiquetado y almacenamiento.....	51
Figura 3. Artropodofauna edáfica (N/ ind. m ²) durante un año de muestreo (2019-2020) en los tres ecosistemas. A: Collembola. B: Oribatida. C: Astigmatina. D: Mesostigmata. E: Prostigmata. F: Otros artrópodos*.....	61
Figura 4. Especies más abundantes por cada ecosistema: A. bosque de pino y encino, B. aguacate orgánico, C. aguacate convencional. D. especies más abundantes en el conteo final de los tres ecosistemas.	65
Figura 5. Número de especies por ecosistema durante los meses de muestro, A: curva	

	de temperatura media mensual, B: curva de precipitación acumulada mensual.....	68
Figura 6.	Número de individuos por ecosistema durante los meses de muestro, A: curva de temperatura media mensual, B: curva de precipitación acumulada mensual.....	69
Figura 7.	Curvas de acumulación de especies de los tres sitios de muestreo. A: bosque de pino y encino, B: aguacate orgánico, C: aguacate convencional, D: comparación de los tres sitios.....	71
Figura 8.	Índices de biodiversidad. A: Simpson ($S_i D = 1-D$)*, B: Shannon (H)*, C: Pielou (J)** y D: Whittaker (B_w)*. * $P < 0.05$, ** $p > 0.05$, <i>post tukey</i>	73
Figura 9.	Biplot según el plano conformado por los dos componentes principales (CP1 y CP2). Las letras en negrilla representan los ecosistemas y los vectores las especies seleccionadas.....	74
Figura 10.	Dendrograma de los tres ecosistemas, agrupados por las especies seleccionadas por el ACP, obtenido por UPGMA y distancia de Gower (1-S) con coeficiente de correlación cofenética de 0.737.	75
Figura 11.	Dendrograma de las especies en los tres ecosistemas seleccionadas por el ACP, obtenido por UPGMA y distancia de Gower (1-S) con coeficiente de correlación cofenética de 0.958.....	76
Figura 12.	Tri-plot de la correlación entre las especies seleccionadas, propiedades físico químicas del suelo y variables climáticas (precipitación y temperatura).....	77
Figura 13.	Relación mensual de variables de clima con el número de individuos registrados. A: número de individuos de <i>Galumna (Galumna) agueroi</i> con la temperatura mínima (izquierda, ($r > 0$; $p < 0,10$)) y B: con la oscilación térmica (($r < 0$); ($p < 0,10$)). C: relación mensual de la humedad mínima con el número de individuos de la especie <i>Tectocephus velatus sarekensis</i> (izquierda) y D: con la especie <i>Scheloribates (Scheloribates) curvialatus</i> para el ambiente AC. Correlación negativa ($r < 0$) y significativa ($p < 0,10$).....	79
Figura 14.	Relación mensual de variables de clima con el número de individuos registrados. A: número de individuos de <i>Tectocephus velatus sarekensis</i>	

	con la oscilación térmica (Correlación positiva ($r > 0$) y significativa ($p < 0,10$)). B: número de individuos de <i>Scheloribates</i> (<i>Scheloribates</i>) <i>curvialatus</i> con la humedad máxima. C: número de individuos de <i>Protoribates</i> (<i>Protoribates</i>) <i>dentatus</i> con la humedad máxima mensual para el ambiente AO. Correlación negativa ($r < 0$) y significativa ($p < 0,10$) 80
Figura 15.	Número de individuos de la especie <i>Allogalumna</i> (<i>Acrogalumna</i>) <i>longipluma</i> y de <i>Galumna</i> (<i>Galumna</i>) <i>agueroi</i> con la humedad relativa promedio, B: con la humedad relativa máxima para el ambiente BPE. Correlación negativa ($r < 0$) y significativa ($p < 0,10$). 80
Figura 16.	<i>Mesoplophora</i> (<i>Mesoplophora</i>) <i>cubana</i> Călugăr y Vasiliu, 1977. A: Vista ventral. B: Vista lateral. C: Prodorsum. D: Placa ventrianal. Escala 50 μm 82
Figura 17.	<i>Epilohmannia</i> (<i>Epilohmannia</i>) <i>minuta minuta</i> Berlese, 1920. A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Notogaster, D: Gnatosoma. E: Placa ventrianal. Escala 50 μm 84
Figura 18.	<i>Euphthiracarus</i> (<i>Euphthiracarus</i>) <i>vesciculus</i> Niedbala, 2004. A. Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Huevo. D: Placa anal. E: Placa genital. Escala 50 μm 85
Figura 19.	<i>Euphthiracarus</i> sp., (vista lateral). Escala 100 μm 86
Figura 20.	<i>Hoplophorella</i> sp. 1 (vista ventral). Escala 100 μm 87
Figura 21.	<i>Hoplophthiracarus</i> (<i>Hoplophthiracarus</i>) <i>kugohi</i> Aoki, 1959. A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Sensila, C: Propodosoma. D: Placa genital. E: Placa anal. Escala 50 μm 88
Figura 22.	<i>Nothrus anauniensis</i> Canestrini y Fanzago, 1877. A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Gnatosoma. C: Sensila. D: Ovipositor. E: Placa genital. F: Placa Anal. G-H: sedas notogastrales posteriores. Escala A 100, B-H 50 μm 90
Figura 23.	<i>Nothrus oblongus</i> Hammer, 1961. A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Epímeras. C-D: Sedas notogastrales posteriores. E: Placa genital. F: Placa anal. G: Sensila. Escala A: 100, B-G: 50 μm 91
Figura 24.	<i>Solenozetes carinatus</i> (Hammer, 1961) (<i>Plasmobates</i>). Cuerpo completo (vista ventral). B: Gnatosoma. C: Sensila. D: Apertura de la glándula opistonotal. E: Placa ventrianal. F: Exuvias de los estados juveniles. Escala

	A: 100, B-F: 50 μ m.	93
Figura 25.	<i>Jacotella ornata</i> (Balogh et Csiszár, 1963) (<i>Allodamaeus</i>). A: Cuerpo completo. B: Sensila. C: Gnatosoma. D: sedas y tectum notogastral posterior. E: Placa ventrianal. Escala A: 100, B-E: 50 μ m.	94
Figura 26.	<i>Reticulocephus reticulatus</i> (Sitnikova, 1979) (<i>Geocephus</i>). A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Prodorsum. C: Sensila. D: Placa ventrianal. E: Sedas notogastrales laterales. Escala A: 100, B-E: 50 μ m.	96
Figura 27.	<i>Gustavia</i> sp. 1 (vista ventral). Escala A: 100 μ m.	97
Figura 28.	<i>Fosseremus laciniatus</i> (Berlese, 1905) (<i>Dameosoma</i>). A: Vista dorsal. B: Vista ventral. Escala A: 50 μ m.	98
Figura 29.	<i>Eremobelba piffli</i> Mahunka, 1985. A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Sensila. C: Ornamentaciones del notogaster. D: Placa ventrianal. A: 100, B-D: 50 μ m.	99
Figura 30.	<i>Eremobelba zicsii</i> Balogh et Mahunka, 1969. Cuerpo completo (vista ventral). B: Gnatosoma. C: Prodorsum. D: Ornamentaciones del notogaster. E: Placa ventrianal. A: 100, B-E: 50 μ m.	100
Figura 31.	<i>Globoppia</i> sp. 1 (vista ventral). Escala: 50 μ m.	101
Figura 32.	<i>Pseudoamerioppia barrancensis</i> (Hammer, 1961) (<i>Oppia</i>). A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Gnatosoma. D: Placa ventrianal. E: Notogaster. Escala: 50 μ m.	102
Figura 33.	<i>Ramusella</i> (<i>Ramusella</i>). A: sp. 1. B: sp. 2. (vista dorsal). Escala: 50 μ m.	103
Figura 34.	Figura 34: <i>Ramusella</i> (<i>Ramusella</i>) <i>chulumaniensis</i> (Hammer, 1958) (<i>Oppia</i>). A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Placa ventrianal. C: Notogaster. Escala: 50 μ m.	104
Figura 35.	<i>Ramusella</i> (<i>Insculptoppia</i>) <i>merimna</i> (Balogh et Mahunka, 1977) (<i>Oppia</i>). A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Sensila. D: Notogaster. E: Placa ventrianal. Escala: A 100, B-E 50 μ m.	105
Figura 36.	<i>Pulchroppia</i> sp. 1 (vista dorsal). Escala: 50 μ m.	106
Figura 37.	<i>Arcoppia</i> sp. 1 (vista dorsal). Escala: 50 μ m.	106
Figura 38.	<i>Arcoppia dechambrierorum</i> (Mahunka, 1983) (<i>Oppia</i>). A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Sedas notogastrales. C: Prodorsum. D: Placa ventrianal.	

	E: Tribuna rostral. Escala: 50 μ m.....	107
Figura 39.	<i>Arcoppia serrulata</i> (Balogh et Mahunka, 1980) (<i>Oppia</i>). A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Notogaster. D: Placa ventrianal. Escala: 50 μ m.	108
Figura 40.	<i>Arcoppia tripartita</i> (Hammer, 1961) (<i>Oppia</i>). A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Placa ventrianal. Escala: 50 μ m.....	109
Figura 41.	<i>Wallworkoppia cervifer</i> (Mahunka, 1983) (<i>Oppia</i>). A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Sensila. C: Placa ventrianal. D: Prodorsum. Escala: A 100, B-D 50 μ m.....	110
Figura 42.	<i>Oppiella (Oppiella) sp. 1</i> (vista ventral). Escala: 100 μ m.....	110
Figura 43.	<i>Oppiella (Oppiella) nova</i> (Oudemans, 1902) (<i>Eremaeus</i>). A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Placa ventrianal. D: Notogaster. Escala: 50 μ m.....	111
Figura 44.	SUCTOBELBIDAE Gen 1 sp. 1. A: Vista dorsal. B: Vista ventral. Escala: 100 μ m.....	112
Figura 45.	<i>Allosuctobelba</i> . A: sp. B: 1; sp. 2. Escala: 50 μ m.	112
Figura 46.	<i>Suctobelbella (Suctobelbella) pumila</i> Chinone, 2003. Cuerpo completo (vista dorsal). B: Prodorsum. C: Tribuna rostral. D: Notogaster. E: Placa ventrianal. Escala: 50 μ m.	113
Figura 47.	<i>Suctobelbella (Suctobelbella) singularis</i> (Strenzke, 1950) (<i>Suctobelba</i>). A: Cuerpo completo. B: placa ventrianal. C: Prodorsum. D: Notogaster. E: Tribuna rostral. Escala: 50 μ m.	115
Figura 48.	<i>Suctobelbella (Flagrosuctobelba) aokii</i> Chinone, 2003. A: Cuerpo completo. B: Prodorsum. C: Notogaster. D: Placa ventrianal. Escala: 50 μ m.	116
Figura 49.	<i>Dampfiella sp. 1</i> (vista ventral). Escala: 100 μ m.	117
Figura 50.	OTOCEPHEIDAE Balogh, 1961 Gen 1 sp. 1 (vista dorsal). Escala: 50 μ m..	117
Figura 51.	<i>Tectocepheus velatus sarekensis</i> Trägårdh, 1910. A: Cuerpo completo. B: Gnatosoma. C: Prodorsum. D: Concavidades en el notogaster. E: Placa ventrianal. Escala: 50 μ m.	119
Figura 52.	<i>Anachipteria sp 1</i> . (vista dorsal). Escala: 100 μ m.....	120

Figura 53.	<i>Cultrobates heterodactylus</i> Willmann, 1930. A: Cuerpo completo. B: Prodorsum. C: Placa ventrianal. D: Notogaster. Escala: A 100, B-D 50 µm. ..	121
Figura 54.	<i>Adoribatella</i> sp. 1. A: Vista dorsal. B: Vista ventral. Escala: 50 µm.	122
Figura 55.	<i>Ceratozetes</i> . A: sp. 1. B: sp 2. C: sp 3. D: sp 4. Escala: 100 µm.....	123
Figura 56.	<i>Scheloribates (Scheloribates) curvialatus</i> Hammer, 196. A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Prodorsum. C: Gnatosoma. D: Ovipositor. E: Líneas translamelares. F: Notogaster. Escala: A 100, B-F 50 µm.	125
Figura 57.	<i>Scheloribates (Scheloribates) elegans</i> Hammer, 1958. Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Gnatosoma. D: Notogaster. E: Placa ventrianal. Escala: A 100, B-E 50 µm.....	126
Figura 58.	<i>Scheloribates (Scheloribates) huancayensis</i> Hammer, 1961. A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Notogaster. C: Prodorsum, D: Placa ventrianal. E: Gnatosoma. Escala: A 100, B-E 50 µm.	127
Figura 59.	<i>Scheloribates (Scheloribates) pallidulus</i> (Koch, 1841) (<i>Zetes</i>). Cuerpo completo (vista ventral). B: Notogaster. C: Prodorsum. D: Placa ventrianal. E: Gnatosoma. Escala: A 100, B-E 50 µm.	129
Figura 60.	<i>Scheloribates (Perscheloribates) sp. 1</i> (vista ventral). Escala: 50 µm.....	130
Figura 61.	<i>Protoribates (Protoribates) dentatus</i> (Berlese, 1883) (<i>Oribata</i>). A: Cuerpo completo. B: Prodorsum. C: Gnatosoma. D: Epímeras y placa genital. E: Notogaster y áreas porosas. F: Placa genital. Escala: A 100, B-F 50 µm.	132
Figura 62.	<i>Allogalumna (Acrogalumna) longipluma</i> (Berlese, 1904) (<i>Oribata elimata</i> l.). A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Prodorsum. C: Sensila. D: Teromorfo. E: Ovipositor. F: Placa genital. G: Placa anal. H-I: Áreas porosas. Escala: A 100, B-I 50 µm.....	134
Figura 63.	<i>Galumna (Galumna) agueroi</i> P. Balogh, 1997. A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Prodorsum y notogaster. C: Teromorfo. D: Placa ventrianal. Escala: A 100, B-D 50 µm.	136
Figura 64.	<i>Pergalumna (Pergalumna) boliviana</i> Ermilov, 2013. A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Tribuna rostral. C: Prodorsum. D: Sensila. E: Placa ventrianal. F: Áreas porosas notogastrales. Escala: A 100, B-E 50 µm.	138
Figura 65.	<i>Pergalumna (Pergalumna) brasiliensis</i> (Sellnick, 1923) (<i>Galumna</i>). A.	

	Cuerpo completo (vista ventral). B: Sensila. C: Prodorsum. D: Placa genital. Escala: A 100, B-D 50 μm	139
Figura 66.	<i>Pergalumna (Pergalumna) magnipora magnipora</i> (Hammer, 1961). A: cuerpo completo. B: Gnatosoma. C: Teromorfo. D: Prodorsum. E: Placa ventrianal. F: Áreas porosas notogastrales. Escala: A 100, B-F 50 μm	141
CAPÍTULO II.- BIOLOGÍA Y COMPORTAMIENTO DE ÁCAROS EDÁFICOS EN ZONAS PRODUCTORAS DE AGUACATE Y ÁREA DE CONSERVACIÓN		
		167
Figura 1.	Metodología para la extracción de microartrópodos vivos para estudios de biología y comportamiento. A: preparación de recipiente contenedor, B: extracción mediante el embudo de Berlese-Tullgren, C: micro artrópodos colectados en el contenedor, D – E: extracción de los micro artrópodos y establecimiento de pie de cría, F: unidades experimentales para seguimiento de desarrollo ontogenético y comportamiento, G: registrador de temperatura y humedad relativa Elitech ®.	172
Figura 2.	Temperatura registrada durante el periodo de observación de la biología de las especies.	173
Figura 3.	A: hembra con el ovopositor extendido, B: huevos depositados en exuvias, C: huevo protegido por el teromorfo de un adulto muerto.	176
Figura 4.	A: huevos recién depositados, B: huevo a los 10 días de su oviposición.	176
Figura 5.	A: larva eclosionando del huevo, B: larva reposando junto al corion, C: larvas la capa de quemergiendo de huevos depositados en una exuvia. * La flecha de color rojo señala el corion.	177
Figura 6.	Estados de desarrollo. A: protoninfa, B: deutoninfa, C: tritoninfa, D: adulto.	179
Figura 7.	Larvas en proceso de quiescencia (izquierda) y muda (derecha). *La flecha de color rojo indica la expansión de la sutura circunmástrica.	179
Figura 8.	A: macho de <i>Pseudoamerioppia barrancensis</i> (Hammer, 1961) colocando el espermatóforo; B, espermatóforo colocado en el sustrato, C: espermatóforo con aumento de 90x, D: adulto alimentándose de un espermatóforo.	181

Figura 9.	Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: protoninfa, D: deutoninfa, E: tritoninfa, F: adulto.	183
Figura 10.	Exuvia de <i>Pseudoamerioppia barrancensis</i> sobre micelio que se desarrolló en fragmentos de croqueta.	184
Figura 11.	Estados de desarrollo. A: protoninfa, B: deutoninfa.	185
Figura 12.	Exuvia de la larva de <i>Nothrus oblongus</i>	186
Figura 13.	Individuos de <i>Belbodamaeus (Lanibelba) palaciosi</i> cargando huevos sobre sus cuerpos. A: Adulto. B: Ninfa. C: Larva eclosionando sobre el dorso de un adulto.	189
Figura 14.	Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: protoninfa, D: deutoninfa, E: tritoninfa, F: adulto.	191
Figura 15.	Ninfa culminando el proceso de muda.	192
Figura 16.	Espermatóforo colocado sobre el sustrato.	193
Figura 17.	Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: protoninfa, D: deutoninfa, E: tritoninfa, F: adulto.	195
Figura 18.	A: macho iniciando la cópula, B: transferencia de espermatozoides. *La flecha roja indica el momento de transferencia del espermatozoide con la ayuda de un órgano intromitente.	197
Figura 19.	Comparación entre una hembra normal (izquierda) y una súper productora de huevos (derecha).	198
Figura 20.	Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: protoninfa, D: tritoninfa, E: adulto macho, F: adulto hembra.	200
Figura 21.	A: protoninfa en quiescencia y formación del hipopus, B: hipopus <i>post</i> muda (izquierda) e hipopus en quiescencia (derecha), D: tritoninfa cargando porción dorsal de la exuvia, D: hipopus en quiescencia sobre un individuo adulto de <i>Allogalumna (Acrogalumna) longipluma</i>	201
Figura 22.	Restos de la exuvia de una protoninfa de <i>Sancassania</i> sp. * la flecha roja indica la región del gnatosoma.	202
Figura 23.	A: cutícula del idiosoma parcialmente degradado, B: tejido de la hembra muerta totalmente degradada y exponiendo la masa de huevos que contenía, C: larva emergiendo de la masa de huevos.	203

Figura 24.	Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: adulto.....	207
Figura 25.	Larva de <i>Scutacarus</i> sp. quiescente.....	208
Figura 26.	Hembra de <i>Protogamasellopsis posnaniensis</i> colocando su huevo en una oquedad del sustrato para posteriormente cubrirlo.....	210
Figura 27.	Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: protoninfa, D: deutoninfa, E: adulto.	211
Figura 28.	A: protoninfa de <i>Protogamasellopsis posnaniensis</i> en quiescencia, B: protoninfa en etapa de muda.....	212
Figura 29.	A: adultos alimentándose de una ninfa de <i>Sancassania</i> sp., B: ninfa alimentándose de una larva de su misma especie.....	213
Figura 30.	Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: protoninfa, D: deutoninfa, E: adulto.	216
Figura 31.	Ninfas alimentándose de sus presas. A: adulto de <i>Protogamasellopsis posnaniensis</i> , B: larva de su misma especie.....	217
CAPÍTULO III- DIVERSIDAD Y ABUNDANCIA DE ÁCAROS EN UN PERFIL DE SUELO		226
Figura 1.	A: Excavación da la zanja, delimitación de los estratos y la toma de las muestras con una cuchara de albañil, B embudos de Berlese – Tullgren para la extracción de la acarofauna, C: extracción de especímenes del alcohol.	229
Figura 2.	Perfil Bosque de Pino, perfil y esquema de distribución de los horizontes.....	230
Figura 3.	Perfil de huerta de Aguacate Orgánico, esquema de distribución de los horizontes.	231
Figura 4.	Perfil Aguacate Convencional, perfil y esquema de distribución de los horizontes.	233
Figura 5.	A: número de especies, B: número de individuos por metro cuadrado en los dos ecosistemas.	239
Figura 6.	Especies más abundantes a diferentes profundidades en el perfil del bosque de pino y encino. A: 0-2 cm, B: 2-5 cm, C: 5-10 cm, D: 10-25 cm.	242
Figura 7.	Especies más abundantes a diferentes profundidades en el perfil del aguacate convencional. A: 0-2 cm, B: 2-5 cm, C: 10-25 cm, D: 25-50 cm.	243
Figura 8.	Frecuencia (abundancia) de individuos (%) de cada especie según la	

	profundidad de suelo BPE observada. * Indica diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$) entre las frecuencias de individuos observada en cada profundidad	244
Figura 9.	Frecuencia (abundancia) de individuos (%) de cada especie según la profundidad de suelo AC observada. * Indica diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$) entre las frecuencias de individuos observada en cada profundidad	245
Figura 10.	Tendencia lineal del número de individuos de las especies relacionadas con el pH (A) y la CE (B).	248
Figura 11.	Análisis de correspondencia de las especies en las diferentes profundidades y ecosistemas.	249

INTRODUCCIÓN GENERAL

Uno de los problemas de mayor importancia en la actualidad, es el aumento exponencial de la población mundial, se estima que para el año 2030 habrá un incremento hasta los 8,600 millones de habitantes y 9,800 millones en el año 2050 (United Nations, 2017). Este incremento es equivalente a mayor presión sobre los ecosistemas, lo que conlleva a mayor daño a la flora y fauna, pérdida de hábitats naturales, incremento en el consumo de agua, emisión de gases de efecto invernadero a la atmósfera y una mayor demanda de alimentos (West *et al.*, 2014). La producción agrícola y pecuaria, se enfrenta al reto de aumentar la producción alimentaria, entre 25 % y 70 % para el 2050; para ello es necesario emplear conceptos de producción resilientes al cambio climático, al deterioro de las áreas productivas, menos contaminantes y donde se cumpla con la demanda de alimentos (Hunter *et al.*, 2017).

El suelo junto con el agua son los recursos de mayor importancia para la producción agrícola. Permiten el sostén, nutrición y desarrollo de la mayoría de los cultivos, no obstante, la aplicación de malas prácticas agrícolas, puede generar un daño irreversible de sus propiedades (Falcon, 2002). Los efectos más importantes en las propiedades físicas son: pérdida de agregados del suelo, compactación, disminución de la capacidad de infiltración y erosión eólica e hídrica (Leiva, 1998). Los daños relevantes en la química del suelo, se dan en los valores del pH, conductividad eléctrica, detrimento de la materia orgánica y nutrientes (Arévalo *et al.*, 2015). Por su parte, los componentes bióticos del suelo: macrofauna, mesofauna y microfauna, presentan una alarmante sensibilidad al deterioro de las propiedades físico-químicas del suelo; es por éstas razones, de la enorme importancia de la conservación de la calidad edáfica (Mishra & Dhar, 2004).

Omari *et al.*, (2018) manifiestan que el término calidad de suelo, se refiere a la capacidad que tiene este medio para sostener un sistema biológico funcionando, manteniendo la salud del medio ambiente, plantas, animales, y otros organismos en funcionamiento. Sin embargo, pese a que es un asunto de alta importancia, no ha podido conseguir la atención suficiente en las esferas políticas, científicas y sociedad en general, como otros aspectos relacionados a los ecosistemas y medio ambiente (Bautista *et al.*, 2004). La constante evaluación de la calidad del suelo, es de importancia global, pues hay que considerar que se trata de uno de los recursos más importantes para la producción de alimentos y por ende para la garantía de la

seguridad alimentaria mundial y la sobrevivencia de la especie humana (García & Ramírez, 2012)

En la república mexicana, aproximadamente el 16.9% del suelo, es destinado para la producción agrícola (32'854,072 ha) (INEGI, 2017). De este valor, gran parte es utilizado para el cultivo de plantas perennes. El aguacate, debido a su alta demanda mundial, es uno de los que más área productiva presenta (166,095 ha), que permite una producción anual aproximada de 2'054,000 de toneladas, posicionando a México como el principal productor de aguacate del mundo (SAGARPA, 2017). El estado de Michoacán destaca principalmente por la producción de aguacate de la variedad HASS, exportando en 2014: 806,376 toneladas, lo que representa el 53 % de la producción nacional y el 66.2% de la comercialización mundial (Franco *et al.*, 2018). Sin embargo, el establecimiento de nuevas áreas productivas, ha generado un cambio rotundo en el uso del suelo, disminuyendo la superficie de bosques (áreas naturales de Pino y Encino) y el incremento de afecciones al ecosistema suelo por la aplicación del paquete agronómico que requiere el cultivo, por consiguiente, se afecta a los organismos presentes en estos ecosistemas y por ende disminuye la calidad del suelo (Chávez *et al.*, 2012).

La fauna del suelo es de gran importancia en casi todos los procesos que se ejecutan en el suelo; contribuyen en la disgregación de la materia orgánica, dispersión del inóculo microbiano, mejoran las propiedades físico-químicas del suelo, potencian la expresión de los microorganismos y revuelven los minerales en la rizosfera (Moldenke, 2008). Según su abundancia y riqueza de especies, los grupos que se presentan frecuentemente en el suelo son: Oribatida, Prostigmata, Mesostigmata y Astigmatina (Vázquez y López-Campos, 2012c). El suborden Oribatida comprende 163 familias, 1,300 géneros y 11,207 especies, de estas 3,891 son Palearticas, 1,129 Neárticas, 1,939 Etiópicas, 2,576 Orientales, 1,523 Australianas, 137 Antárticas y subantárticas y 2,311 Neotrópicas (Subías, 2020). Las especies de este grupo pueden ser acuáticas, arborícolas y principalmente edáficas. Según (Palacios-Vargas y Iglesias, 2004), para México se reportan 42 superfamilias, 104 familias con 250 géneros y un total de 434 especies, en dicho trabajo se resalta que solo 87 taxones fueron descritos con material mexicano; de igual manera, se menciona que para el estado de Michoacán solo se ha reportado el género *Schelorbites*. No obstante, con el trabajo de (Salvador de Jesús, 2014), el número de registros asciende a dies.

A pesar de su gran diversidad y amplia distribución, la biología y comportamiento de los ácaros oribátidos han sido poco estudiada (Norton y Behan-Pellelier, 2009). Únicamente el ocho por ciento de las especies descritas cuentan con información sobre su desarrollo ontogenético y menos del uno por ciento han sido cultivadas en condiciones de laboratorio para el seguimiento de su biología y comportamiento (Norton & Ermilov, 2014). El estudio de la biología de los estados inmaduros de los ácaros es importante en la taxonomía y sistemática de los grupos. Estudiar únicamente el comportamiento de los adultos no es suficiente, ya que las formas inmaduras pueden tener diferencias comportamentales (Travé, 1964). A lo largo de la historia se han descrito incorrectamente múltiples “nuevas especies”, ya los investigadores han usado ácaros inmaduros para su descripción, dando como resultado sinonimias posteriores (Cancela da Fonseca, 1989; Travé, 1964; Wallwork, 1969).

Grupos como los ácaros oribátidos, presentan alta sensibilidad a perturbaciones de tipo natural o antropogénico de su hábitat, esto genera un cambio sustancial en la presencia y abundancia, dando paso a cambios en la biodiversidad y consecuentemente un cambio de la estabilidad y fertilidad del suelo (Scheu, 2002); permitiendo utilizar estos organismos como bioindicadores de perturbación del suelo. (Bedano *et al.*, 2001; Robaina, 2010; Socarras, 2013; Socarrás *et al.*, 1966; Socarrás y Izquierdo, 2014; Socarrás y Robaina, 2011) proponen tres relaciones o balances de los grandes grupos de Acari para indicar la calidad del suelo: oribátidos/astigmados, oribátidos/prostigmados y mesostigmados/astigmados (Aoki, 1979b, 1979a, 1995) propone el uso de especies de Oribatida para evaluar el grado de naturalidad de un ecosistema. (Accattoli y Salazar Martínez, 2012) proponen evaluar la proporción entre la abundancia de Oppiidae y Galumnidae como indicadora de intervención antrópica. (Fredes *et al.*, 2009) aplicaron en Latinoamérica el índice de impacto antrópico propuesto (I_{IM}) por (Blandin, 1986), donde las especies son separadas la frecuencia de aparición en sitios de fuerte o mínimo impacto.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Si bien el Programa de Naciones Unidas Para el Desarrollo (PNUD), en el planteamiento de los objetivos de desarrollo sostenible, aprobados por 193 países, genera la meta de conservar, proteger y restaurar los ecosistemas terrestres, trabajar por detener la desertificación, reducir la degradación de los suelos y frenar la pérdida de biodiversidad biológica (objetivo número 15). Es evidente que existe una pérdida de tierras cultivables, debido a la erosión y desertificación (pérdida de calidad), lo que afecta a más del 70% de agricultores y por consecuencia a la disponibilidad de alimento. La pérdida de calidad del suelo, muy relacionada al accionar del ser humano, a pesar de ser un tema de gran importancia, no ha logrado obtener suficiente atención como otros temas ambientales.

A esta situación, se suma la importancia que tiene la agricultura en la economía mexicana y con principal énfasis el cultivo de aguacate, ya que es un producto de alta demanda en el mercado y México acapara gran parte de la producción mundial. Mismo que se concentra en gran medida en el estado de Michoacán.

Si bien existen diversas metodologías para evaluar la calidad del suelo, como la medición de la respiración del suelo, compactación, pH, contenido de materia orgánica, estabilidad de agregados, nitratos y otros. Estos factores no presentan la suficiente sensibilidad al deterioro o recuperación de la calidad edáfica. Es en esta circunstancia que el estudio de los artrópodos del suelo cobra gran realce, ya que la artropodofauna edáfica está relacionada con varios procesos dentro del suelo, como: cadenas tróficas, reducción de la compactación, degradación de la materia orgánica, regulación de los procesos de mineralización, disponibilidad de nutrientes y es suficientemente sensible a cambios en la homeostasis del suelo.

Oribatida es uno de los grupos más importantes en suelos naturales, cumplen un papel fundamental en la degradación de la materia orgánica y el ciclo de los nutrientes. Si bien en México se ha realizado un importante trabajo de investigación, el conocimiento de este grupo en gran parte del país aún es escaso o nulo. Por otra parte, los estudios de biología y comportamiento son más escasos aún, menos del 10% de las especies descritas cuentan con información de su desarrollo ontogenético y no más del uno por ciento han sido criadas en condiciones de laboratorio para saber su tiempo de desarrollo. De igual forma la

investigación sobre la migración vertical y el efecto de las prácticas agrícolas en este grupo de ácaros sigue siendo menor.

Mediante el presente trabajo se busca sumar información sobre la biodiversidad, efecto de la antropización de los ecosistemas, biología, comportamiento y distribución vertical de los ácaros oribátidos.

OBJETIVOS

Objetivo general

Estudiar la diversidad, biología y ecología de ácaros oribátidos en zonas productoras de aguacate y área de conservación en suelos del Estado de Michoacán, México.

Objetivos Específicos

CAPÍTULO I

Comparar la biodiversidad de ácaros oribátidos en un ecosistema natural y de producción orgánica y convencional de aguacate.

Comparar la dominancia, frecuencia de aparición, niveles poblacionales y abundancia de ácaros oribátidos a lo largo de las cuatro estaciones en los tres ecosistemas a evaluar.

Ilustrar las principales estructuras de las especies encontradas.

CAPÍTULO II

Establecer crías de ácaros edáficos y realizar un seguimiento a su ciclo biológico, alimentación y comportamiento.

Ilustrar los estados de desarrollo, quiescencia, muda, reproducción, alimentación y comportamiento.

CAPÍTULO III

Evaluar la distribución vertical de los ácaros oribátidos, mediante el estudio y recolección de muestras en un perfil de suelo.

REVISIÓN GENERAL DE LITERATURA

Los ecosistemas agrícolas y de conservación en el estado de Michoacán

El estado de Michoacán cuenta con un área territorial de 59,864 km² o 5,986,400 hectáreas. Es el sexto estado mexicano con mayor área agrícola productiva (1,119,159.97 ha) equivalente al 18.7% del área territorial del estado; sobre este se ubican Jalisco (1,649,784.90 ha), Veracruz (1,514,813.50 ha), Chiapas (1,360,320.39 ha), Tamaulipas (1,326,365.57) y Oaxaca (1,253,543.99) (figura 5). Dentro del 100% del área productiva de Michoacán, el 39.4 % corresponde al cultivo de maíz de grano, aguacate (15 %), pastos y praderas (7.7%), limón (5.7 %), sorgo grano (5.7 %), trigo grano (4.3 %), avena forrajera en verde (2.6%), mango (2.3%), caña de azúcar (1.4%), garbanzo grano (1.2%), guayaba (1.1 %) y otros cultivos (13.7%) (figura 6) (SIAP, 2019). También, cuenta con una alta diversidad de plantas vasculares, distribuidas en 219 familias, 1,394 géneros y 5,885 especies, de estas, 2,588 son especies endémicas de México y 85 especies son endémicas del país y restringidas al estado (Villaseñor, 2016). Con respecto a los tipos de vegetación arbórea, (Cué-Bar *et al.*, 2006) se reportan 845 especies, 352 géneros y 100 familias de árboles para Michoacán. Las familias: Asteraceae (82 especies), Fabaceae (74), Mimosaceae (67), Caesalpiniaceae (39) y Burseraceae (38) son las más representativas debido a su mayor número de especies. Los principales tipos de vegetación son el bosque tropical caducifolio, bosque de coníferas, bosque de *Quercus* (Tabla 1).



Figura 1. Producción agrícola (hectáreas) en los estados mexicanos (SIAP, 2019).

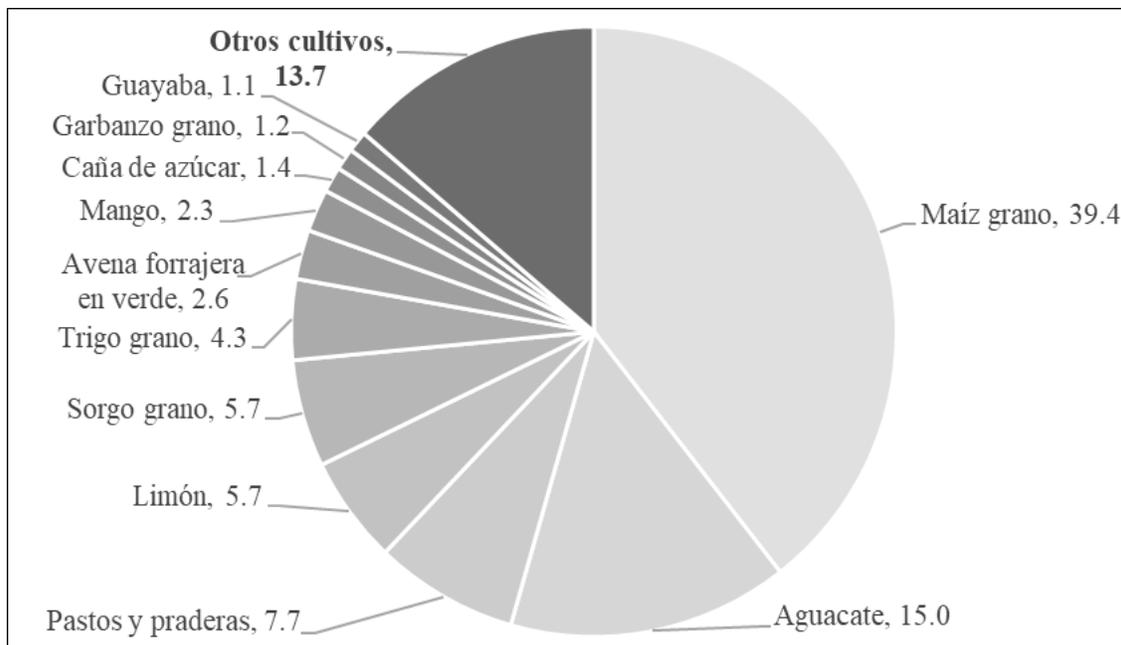


Figura 2. Porcentaje de área productiva por cultivo en el estado de Michoacán 2019 (SIAP, 2019).

Cuadro 1. Tipos de vegetación en el estado de Michoacán. Tomado de: (Cué-Bar *et al.*, 2006).

Tipos de vegetación	Número de especies (%)
Bosque tropical caducifolio	593 (70.2)
Bosque de coníferas	336 (39.8)
Bosque de <i>Quercus</i>	332 (39.3)
Bosque tropical subcaducifolio	311 (36.8)
Matorral xerófilo	299 (35.4)
Bosque mesófilo de montaña	295 (34.9)
Vegetación acuática y subacuática	223 (26.4)
Bosque tropical perennifolio	178 (21.1)
Bosque espinoso	154 (18.2)
Pastizal	52 (6.2)
Vegetación secundaria	25 (3.0)
Otros tipos de vegetación primaria	62 (7.3)
No determinada	40 (4.7)

Los bosques de Pino y Encino

Tal como lo mencionan (Cué-Bar *et al.*, 2006), el segundo y tercer tipo de vegetación con mayor número de especies, son el bosque de coníferas (336 spp.) y bosque de *Quercus* (332 spp.). En el Estado de Michoacán se reportan 42 especies de encino: *Quercus barbinervis*, *Q. candicans*, *Q. castanea*, *Q. centralis*, *Q. conspersa*, *Q. crassifolia*, *Q. crassipes*, *Q. decipiens*, *Q. desertícola*, *Q. dysophylla*, *Q. elliptica*, *Q. fornieri*, *Q. frutex*, *Q. fulva*, *Q. gentryi*, *Q. glabrescens*, *Q. glaucescens*, *Q. glaucoides*, *Q. hartwegii*, *Q. laeta*, *Q. lanceolata*, *Q. laurina*, *Q. macrophylla*, *Q. magnoliifolia*, *Q. martinezii*, *Q. mexicana*, *Q. obtusata*, *Q. peduncularis*, *Q. planipocula*, *Q. polymorpha*, *Q. pulchella*, *Q. repanda*, *Q. resinosa*, *Q. rosii*, *Q. rugosa*, *Q. salicifolia*, *Q. scytophylla*, *Q. segoviensis*, *Q. sideroxyla*, *Q. splendens*, *Q. subspathulata*, y *Q. tuberculata*; y se registran 19 especies de pinos: *Pinus ayacahuite*, *P. devoniana*, *P. douglasiana*, *P. durangensis*, *P. hartwegii*, *P. herrerae*, *P. lawsonii*, *P. leiophylla*, *P. martinezii*, *P. michoacana*, *P. montezumae*, *P. oocarpa*, *P. pringlei*, *P. pseudostrobus*, *P. rudis*, *P. rzedowskii*, *P. tenuifolia* y *P. teocote* (SUMA *et al.*, 2005). En el municipio de Nuevo Parangaricutiro se encuentran 17 especies de Encino y 11 especies de Pino (Medina García *et al.*, 2000). En el municipio de Uruapan el área boscosa natural de

pino y encino ha ido disminuyendo con el pasar de los años, para el 2002 se contaba con 22,323 ha de bosque de pino, 21,529 ha de bosque de Pino-Encino y 27 ha de Encino, para el 2015 se redujo a 13,610 ha de Pino, 13,145 de Pino-Encino y en contraste el área de bosque de encino aumentó a 694 ha (IMPLAN, 2020).

El cultivo de Aguacate

Actualmente México es el principal proveedor de aguacate del mundo, para el 2017 la producción representó el 34% del aguacate producido mundialmente, el país se sobrepone considerablemente a los países de mayor producción mundial (República Dominicana, Perú, Indonesia y Colombia). Para 2019 la producción nacional fue de 2,300,888.90 de toneladas que corresponde a 49,481,376.54 (valor en miles de pesos), donde los principales importadores son Estados Unidos, Países Bajos, Francia y Reino Unido. De todos los estados productores de aguacate en México, tan solo 6 abarcan el 96.3% de la producción nacional, Michoacán aporta el 76.3%, le siguen los estados: Jalisco 9.2%, Estado de México 4.8%, Nayarit 2.6%, Morelos 2.1%, y Guerrero 1.2% (Fuentes *et al.*, 2019; SADER *et al.*, 2019; SIAP, 2019).

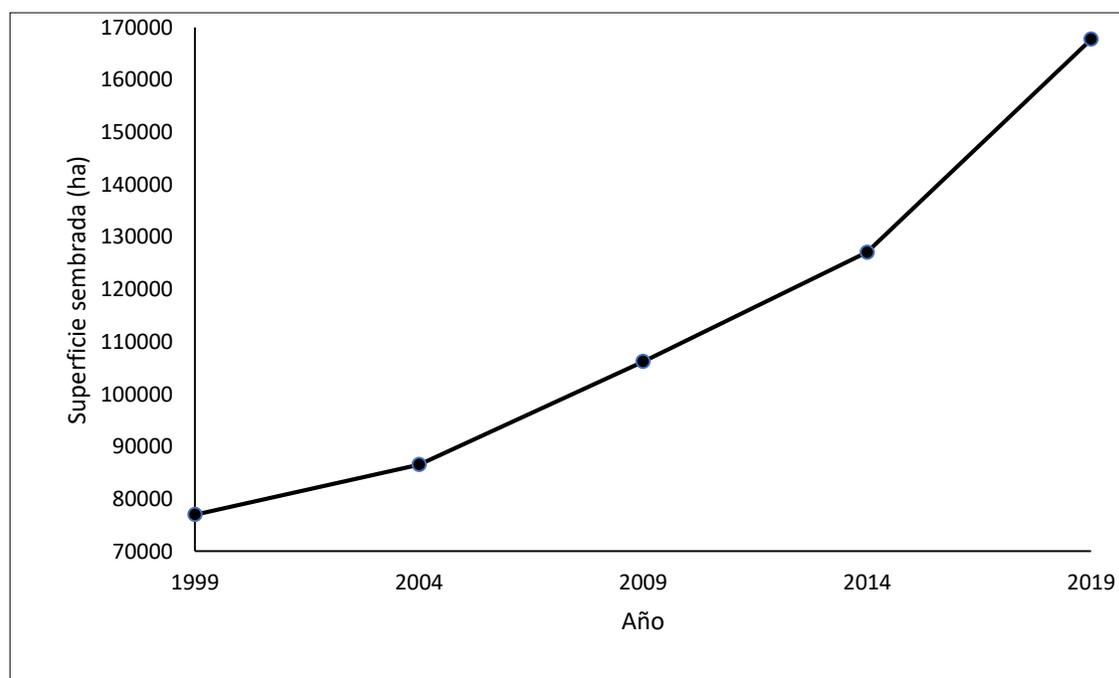


Figura 3. Superficie sembrada de aguacate de 1999 a 2019 (SIAP, 2019).

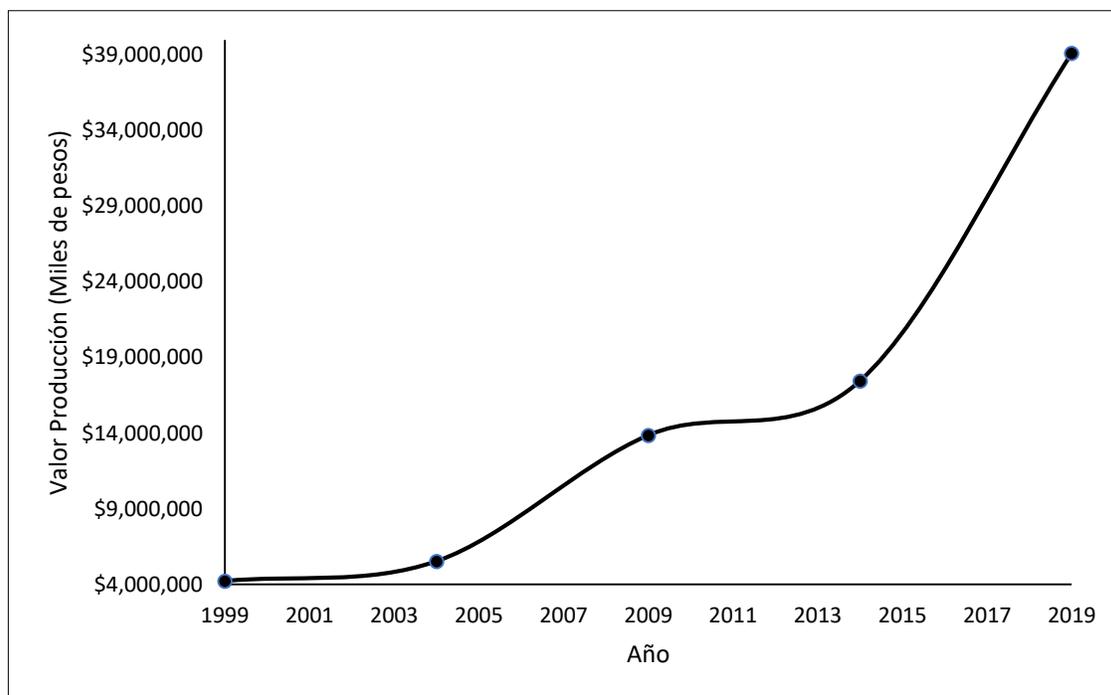


Figura 4. Valor de la producción anual de aguacate de 1999-2019 (SIAP, 2019).

En un lapso de 20 años, el área de producción de aguacate en Michoacán pasó de 76,983 ha en 1999 a 167,747 ha en 2019 (figura 7), que de igual manera representa un aumento de mucha consideración en los ingresos económicos del estado, pasando de 4,219,757.79 a 39,116,868 (valor en miles de pesos) (figura 8) (SIAP, 2019). Socialmente, los procesos productivos de este cultivo han generado múltiples empleos e impactos positivos en la economía de las familias, lo que incluso ha contribuido a la reducción de la pobreza y la migración en las áreas productoras de aguacate (Marín, 2012; Tomas y Zepeda, 2016).

Debido a estas consideraciones, el cultivo de aguacate en el estado de Michoacán es de considerable importancia económica; sin embargo, ambientalmente genera un alarmante impacto negativo, ya que año tras año se deforestan vastas áreas para el establecimiento de zonas de cultivo de este producto, representa un grave problema para la conservación de la calidad del suelo y la biodiversidad inherente en este.

La problemática del cambio de uso del suelo

Debido a la similitud de los requerimientos edafoclimáticos de los bosques de pino-encino y el aguacate, estas zonas de conservación llegan a ser deforestadas para establecer áreas de cultivo (figura 9) (Vidales, 2009). El incremento de las exportaciones a los mercados de

Europa y Asia en las décadas de 1980-1990, provocó que la deforestación se acrecentara de forma exponencial (Barsimantov y Navia, 2008; Echanove, 2008; Stanford, 1998). La gráfica 7 muestra un incremento del área productiva entre 1999-2019 de 90,000 ha (SIAP, 2019).



Figura 5. Cambio de uso del suelo. Transición de bosque de pino a cultivo de aguacate. Foto: Harol Revelo Tobar, 2020.

(Tomas y Zepeda, 2016) abordan el tema del cambio del uso del suelo en el estado de Michoacán, para el año 2005, de 78,041.91 ha sembradas de aguacate 15, 442.68 ha (19.78%) corresponde a sitios de cambio de suelo.

Cuadro 2. Cambio de uso del suelo (bosque-aguacate) en el estado de Michoacán.
Tomado de: (Tomas y Zepeda, 2016)

Municipio	Ha. con Aguacate en 2005	% De sup. de Aguacate en sup. Forestal	CUS bosque – huertas (ha)
Acuitzio	744.21	19.3	143.63
Apatzingán	506.99	26.5	134.35
Ario	7,979.64	23.6	1883.20
Cotija	734.38	5.4	39.66
Los Reyes	2,886.48	30.7	886.15
Madero	394.7	24	94.73
N. Parangaricutiro	4,695.50	30	1408.65
Peribán	6,890.92	9.8	675.31
Salvador E.	5,633.69	13.7	771.82
Tacámbaro	8,168.94	16.6	1356.04
Tancítaro	18,207.79	19.4	3532.31
Tangamandapio	1,000.10	21.5	215.02
Tangancícuaro	27.49	40	11.00
Teretan	461.69	40	184.68
Tingambato	2,455.58	18.4	451.83
Tingüindín	3,604.94	14	504.69
Tocumbo	249.2	19.7	49.09
Turicato	1,021.65	46	469.96
Tuxpan	256.68	22.2	56.98
Uruapan	9,545.24	19.6	1870.87
Ziracuaretiro	1,443.85	33.3	480.80
Zitácuaro	1,132.25	19.6	221.92
TOTAL	78,041.91		15,442.68

El cambio de uso del suelo de bosque a plantaciones de aguacate, conlleva también la aplicación de su respectivo paquete agronómico, el impacto ambiental que se relaciona a este fenómeno incluye procesos de cambio de los ciclos hidrológicos, erosión, sedimentación, contaminación, salinización del suelo y extinción de especies propias del ecosistema (Juan, 2021). En el caso de la acarofauna edáfica, los taxones presentes también se ven condicionados, las especies del suborden Oribatida, Prostigmata y el orden Mesostigmata generalmente se presentan en mayor cantidad y de forma más diversa en las zonas de baja perturbación (bosque), no obstante, en zonas de cultivos las diversidades de especies de estos grupos se ven disminuidas. La erradicación de estos grupos principalmente depredadores,

permiten la proliferación de grupos oportunistas cómo es el caso de las especies de la Cohorte Astigmatina (Che-Uc *et al.*, 2019; Estrada-Venegas, 2012a). El perder la biodiversidad de ácaros del suelo, compromete considerablemente los procesos de reciclaje de nutrientes y con ello la estabilidad física y química del suelo (I. Vázquez y López-Campos, 2012a).

Calidad del suelo

Debido a los efectos del cambio de uso de suelo, malas prácticas, excesiva mecanización, contaminación y mayor intensificación productiva, se vio la necesidad de incursionar en un nuevo modelo de evaluación del estado de conservación de este recurso, el término calidad ya había sido aplicado en el estudio del aire, agua y otros; no obstante, la complejidad de aplicar este concepto a la investigación del suelo, lo había mantenido en la omisión (Ballestar y Conzáles, 2006). Inicialmente el término calidad abarcaba predominantemente las propiedades que presentan importancia en la producción agrícola, sin embargo, analizar las propiedades del suelo sin considerar la relación de estas con el uso destinado para el suelo, no genera una estimación de calidad adecuada (Carter *et al.*, 1997). (Acton y Gregorich, 1995), proponen que si el uso del suelo es con fines agrícolas, la definición para calidad del suelo sería: un medio con la capacidad de permitir el crecimiento, nutrición y desarrollo de los cultivos.

A partir de las últimas décadas del pasado milenio, el aumento en la demanda de alimentos a nivel mundial de forma generalizada en el planeta, generó mayor presión y pérdida de tierras productivas, obligando cambios drásticos en la visión y desarrollo de la agricultura. Cambiando la imagen que se tenía del suelo sólo en base a la productividad agrícola a considerarlo en su magnitud como un ecosistema vivo que es la base de la vida en la tierra (Estrada-Venegas, 2013b); esto conlleva también a modificar su concepto de calidad, definiéndolo como: la capacidad de un suelo para funcionar en equilibrio natural o intervenido, sosteniendo la productividad, biodiversidad y preservando la salud humana, animal, vegetal y otros organismos (Doran y Zeiss, 2000). Ciertamente evaluar la calidad del suelo es un tanto complejo, no obstante, esto no es solo de interés para investigadores o políticos, es de alto interés de los agricultores motivados por la necesidad de evaluar sus prácticas agrícolas y mejorarlas (Romig *et al.*, 1995).

Factores que afectan la calidad del suelo

Causas

El crecimiento poblacional y demanda de alimentos que se ha venido evidenciando en las últimas décadas, obliga al ser humano a incrementar la frontera agrícola, deforestar e intensificar la producción agrícola; se estima que, a través de los años, se transformado entre un tercio y la mitad de las tierras a nivel mundial, por el accionar humano (Pla Sentís, 2006). Entre las causas de pérdida de calidad del suelo, se evidencia la salinización, la compactación por la excesiva utilización de maquinaria pesada, la labranza intensiva favorece la erosión eólica o hídrica, el uso inadecuado de insumos agrícolas favorece cambios abruptos en algunas propiedades físico-químicas del suelo (Encina y Ibarra, 2003).

Efectos

El aprovechamiento inadecuado del suelo, pueden desencadenar problemas como: erosión del suelo, cambio de carbono orgánico, desequilibrio de nutrientes, salinización, sodificación, pérdida de biodiversidad edáfica, acidificación, compactación y pérdida de biodiversidad (FAO, 2015). La pérdida de la calidad del suelo tiene repercusiones negativas directas en los servicios ecosistémicos, seguridad y soberanía alimentaria y adaptación al cambio climático (Burbano-Orjuela, 2016).

Relevancia de la biota del suelo en el funcionamiento del ecosistema suelo

La biota del suelo tiene una considerable importancia en casi todos los procesos que se desarrollan en el suelo; contribuyen en la disgregación de la materia orgánica, dispersión del inóculo microbiano, mejoran las propiedades físico-químicas del suelo, potencian la expresión de los microorganismos y revuelven los minerales en la rizosfera (Moldenke, 2008).

Los ácaros son de los microartrópodos más abundantes en los ecosistemas poco perturbados y tal cómo se mencionó cumplen funciones fundamentales en el suelo; en orden de abundancia y riqueza de especies, los grupos que generalmente se presentan son: Oribatida, Prostigmata, Mesostigmata y Astigmatina (Vázquez y López-Campos, 2012c). Las especies

de Oribatida y Astigmatina son principalmente saprófagos, macrofitófagos y ocasionalmente zoófagos. Las especies de Prostigmata suelen ser principalmente fitófagos, alimentándose de polen, frutos, fibras vegetales o succionando savia; familias como Anystidae, Rhagidiidae, Bdellidae y Cunaxidae cuentan con especies depredadoras. Las especies de Mesostigmata son esencialmente depredadoras, alimentándose de ácaros, nematodos e insectos (I. Vázquez y López-Campos, 2012b).

La Acarofauna mexicana

La Acarología en México inicia formalmente con los aportes de Alfredo Dugés y Stoll quien en su trabajo “Biología Centrali-Americana” (1886-1893)” reporta 16 especies para los Estados Unidos Mexicanos (Paredes-León, 2018). Posteriormente, la Dra. Anita Hoffman realizó múltiples trabajos de diversidad de especies, con lo cual instaure oficialmente la Acarología en México; los trabajos de (Hoffmann y López-Campos, 2000, 2002) enlistan por primera vez la diversidad de ácaros de México, en la que se registran 2,343 especies para México. (Pérez *et al.*, 2014) manifiestan que la diversidad de ácaros en México asciende a las 2,625 especies, distribuidas en 5 órdenes, Opilioacarida: 8 especies y 2 géneros (4.4% de la riqueza mundial (R.M.), Mesostigmata: 50 familias, 158 géneros y 507 especies (4.4% R.M.), Ixodida: 2 familias, 10 géneros, 100 especies (11.3% R.M.), Trombidiformes se divide en dos subórdenes: Sphaerolichidae 1 género y 1 especie (50 % y 4.8% R.M. de géneros y especies respectivamente) y Prostigmata: 78 familias, 328 géneros y 1 208 especies (4.6% R.M.), Sarcoptiformes cuenta con dos subórdenes: Endeostigmata: 6 familias, 11 géneros y 15 especies (40.7% y 13.9% R.M. de géneros y especies correspondientemente), Oribátida (sin cohorte Astigmatina): 105 familias con 251 géneros y 435 especies (4.2% R.M.), cohorte Astigmatina: 43 familias con 140 géneros y 351 especies (5.7% R.M.).

Los ácaros Oribátidos en México

El suborden Oribatida comprende 163 familias, 1,300 géneros y 11,207 especies, de estas 3,891 son Palearcticas, 1,129 Neárticas, 1,939 Etiópicas, 2,576 Orientales, 1,523 Australianas, 137 Antárticas y subantárticas y 2,311 Neotropicales (Subías, 2020).

Las especies de este grupo pueden ser acuáticas, arborícolas y principalmente edáficas, en el suelo degradan la materia orgánica y cumplen un papel fundamental en el ciclo de los

nutrientes. Los oribátidos presentan una estrategia de vida K, lo que representa que sus ciclos de vida son más extensos y de igual forma su esperanza de vida, sin embargo, la capacidad reproductiva de estos tiende a ser baja (Norton, 1994).

(Bonet, 1953; Grandjean, 1964; Hammer, 1969; Pearse, 1936; Sellnick, 1931; Wharton, 1938) realizan los primeros reportes de especies de Oribatida en México. (Balogh y Balogh, 1988, 1990) en sus obras *Oribatid Mites of the Neotropical Region I y II*, citan un total de 29 especies para México: (*Hoplophrhiracarus eximius*, *H. sororius*, *Rhysotritia comteae*, *Cosmochthonius desaussurei*, *Brachyochthonius immaculatus*, *Pterochthonius ángelus*, *Solenozetes flagellifer*, *Dyobelba clavasensilla*, *Epidamaeus (Epidamaeus) mitlsensillus*, *Microtegeus mexicanus*, *Kalyptrazetes desaussurei*, *Furcoppia (Mexicoppia) hauseri*, *Ceratorchestes baloghi*, *Metroppia serrata*, *Dampfiella procera*, *Oxyoppia genavensium*, *Oppiella tequila*, *Teratoppia regalis*, *Alcyoppia hippy*, *Arcoppia dechambrierorum*, *Insculptoppia triacantha*, *Suctobelbella lienhardi*, *S. similidantata*, *Peloribates genavensium*, *Stelechobates megalotrichus*, *Oripoda elongata* (?), *Ghilarovus elegans*, *Oribatella dechambrieri* y *Parachipteria neotropicalis*).

El primer listado oficial de los ácaros oribátidos de México fue realizado por (Palacios-Vargas, 1994), en dicho trabajo se registran 35 superfamilias, 65 familias, 132 géneros y 183 especies. Posteriormente, (Hoffmann y López-Campos, 2000) incluyen al suborden Oribatida en su listado de ácaros de México, dando un cálculo total de 86 familias y 353 especies (figura 3). El último reporte lo realizan (Palacios-Vargas y Iglesias, 2004), donde se reportan 42 superfamilias, 104 familias con 250 géneros y un total de 434 especies, los autores resaltan que solo 87 taxones fueron descritos con material mexicano; hasta el 2004 el número de especies reportadas en México representa cerca del 4.5% de la diversidad mundial, con respecto a los géneros y familias en México se encuentra un 19.2 % y 57.4 % de la biodiversidad mundial respectivamente. El estado de Quintana Roo cuenta con el mayor número de registros en el país (178), gracias a los esfuerzos de la Dra. Magdalena Vázquez, a este lo siguen el Estado de México (80), Veracruz (58), Jalisco (51) y Chiapas (49) donde el Dr. José Palacios ha realizado un gran trabajo de investigación. En el reporte de 2004 no se registran especies para los estados: Aguascalientes, Coahuila, Tamaulipas, Sinaloa, Sonora y Zacatecas (figura 4). Después del mencionado trabajo, (Palacios-Vargas y Iglesias, 2007)

realizan un último listado de los ácaros oribátidos, sin embargo, en este solo se compilan los registros de los estados pertenecientes a la Faja Volcánica Transmexicana.

Cabe recalcar que han pasado 17 años desde la última actualización del listado de los ácaros oribátidos de México, por lo que impera un trabajo de revisión en este grupo. Múltiples investigadores y sus respectivos equipos de trabajo siguen realizando estudios de diversidad de especies en los estados mexicanos, cómo el Dr. José Palacios (varios estados, principalmente los estados del centro de México), Dra. Magdalena Vázquez (Quintana Roo y Campeche), Dra. Edith Estrada (Veracruz y Puebla), Dr. Ricardo Iglesias (Hidalgo), Dra. Margarita Ojeda (Coahuila), Dr. (c) Fernando Villagómez (Veracruz), por lo que el número de especies para el país puede ser mucho más grande del conocido.

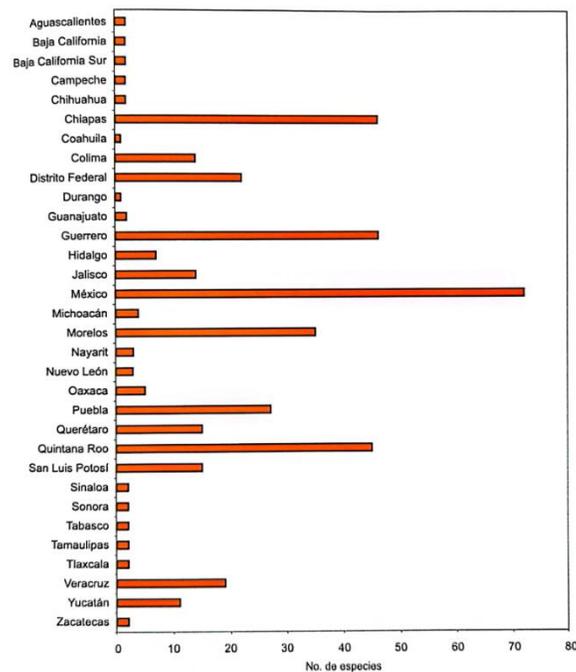


Figura 6. No de especies de oribátidos en los estados mexicanos para el año 2000. Tomado de: (Hoffmann y López-Campos, 2000)

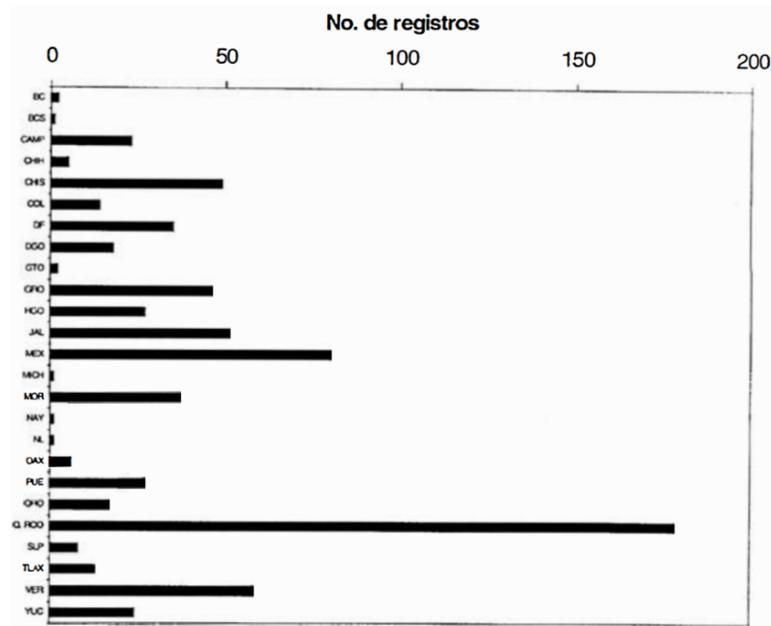


Figura 7. No de especies de oribátidos en los estados mexicanos para el año 2004. Tomado de: (Palacios-Vargas y Iglesias, 2004)

Morfología

Integumento

Los ácaros presentan un tegumento bastante parecido al de otros artrópodos, principalmente a los insectos, el límite entre el tegumento y el interior del ácaro se encuentra establecido por la lámina basal, sobre la cual se establece la capa celular denominada epidermis, adyacente a esta se encuentra la lámina de Schmidt un estrato de aspecto granuloso y apenas detectable, donde la cutícula está siendo formada. Inmediato a la lámina de Schmidt se forma la procutícula, una capa que se subdivide en endocutícula y exocutícula, esta gran capa se forma esencialmente de microfibrillas de quitina, un polímero constituido por N-acetil-D-glucosamida y unidas por 1:4 glucosídicas, estas microfibrillas al mismo tiempo se unen mediante puentes de H formando láminas conforme la cutícula se desarrolla. En la mesocutícula y exocutícula las láminas se compactan de forma progresiva, la epicutícula por su parte, se forma posteriormente a la ecdisis, por secreciones que son transportadas desde la epidermis a través de los canales poro, la constituyen una epicutícula interna, un cero tegumento y sobre este una capa fuerte de cemento. Estas últimas capas presentan una gran importancia en la regulación y balance hídrico del ácaro (Brody, 1970; Krantz, 2009a; Norton *et al.*, 1997).

Segmentación

El cuerpo de los ácaros carece de segmentación visible, se divide principalmente de dos partes, el gnatosoma que proviene de los apéndices originales y contiene los órganos esenciales en la alimentación y en algunos parasitiformes reproducción; el idiosoma que lo conforman el propodosoma y el opistosoma, en estos se desarrollan prácticamente el resto de funciones vitales de los ácaros (locomoción, digestión, reproducción, respiración, entre otras). Los dos segmentos se articulan por el surco sejugal que atraviesa el cuerpo de forma vertical entre el II y III par de patas, también, el surco postpedal que desciende de forma transversal hasta la parte trasera del cuarto par de patas (figura 1) (Krantz, 2009a).

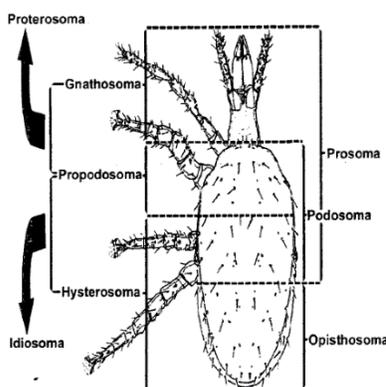


Figura 8. Segmentación general de Ácari. Tomado de: (Krantz y Walter, 2009).

Gnatosoma

El gnatosoma es un segmento corporal de los ácaros que cuenta con una compleja especialización, que comparte únicamente con los insectos, la característica de tener las estructuras bucales adheridas, pero se diferencia en el hecho que sus funciones no se limitan únicamente a la obtención y conducción de los alimentos, si no también, cuenta con estructuras de percepción sensorial; otras, importantes en la cópula y transferencia de esperma y producción de seda en algunos grupos. El gnatosoma proviene de la diferenciación de los primeros apéndices originales, los cuales se han expandido y fusionado para formar una cavidad que albergue el par de quelíceros y da forma a la entrada de la cavidad oral (Alberti y Coons, 1999; Telford y Thomas, 1998b, 1998a).

En la parte superior, algunos grupos pueden tener una estructura a manera de techo, denominado tectum, el cual cubre parcialmente los quelíceros; ubicado de manera subqueliceral, el labro actúa como válvula pre faríngea en Mesostigmata y otros grupos, el cual cierra la cavidad oral para evitar la pérdida de alimentos o hace parte de un mecanismo de filtrado para limitar la ingesta de sólidos. El surco medio subqueliceral, junto al tritoesternum que se encuentra dispuesto de forma ventral en el gnatosoma, contribuyen a la redirección de los fluidos de las presas que se desbordan, hacia la cavidad oral. En el interior del gnatosoma se encuentra la faringe, que se encuentra rodeada de músculos que la contraen o dilatan según sea necesario, formando una bomba que succiona los líquidos de la presa ya pre digeridos (Evans y Loots, 1975; Hughes, 1959; Sonenshine, 1970; Wernz y Krantz, 1976).

La digestión pre-oral hace necesaria la producción de enzimas, función que es realizada por las glándulas salivales que se ubican en la parte posterior del gnatosoma (Moss, 1962).

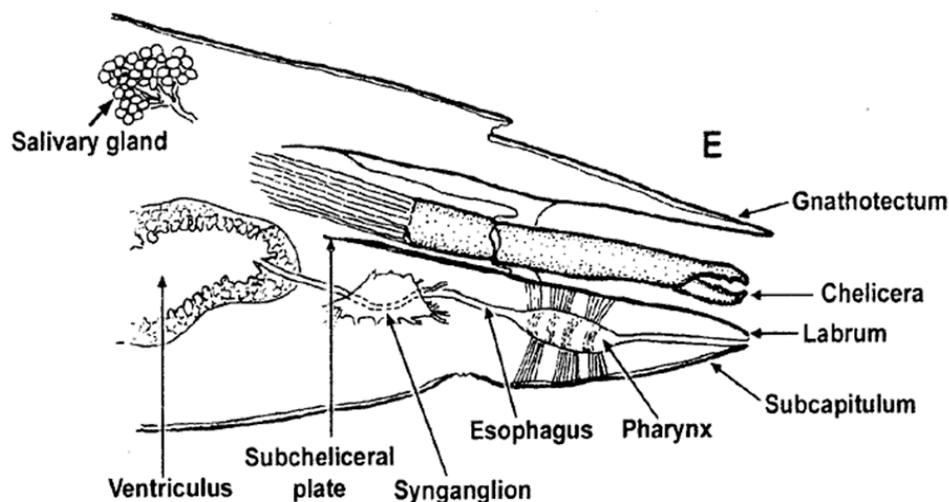


Figura 9. Estructura general del gnatosoma. Tomado de: (Krantz y Walter, 2009).

Quelíceros y palpos

Los quelíceros son los órganos primordiales en el proceso de adquisición de alimentos, las adaptaciones de estos permiten al ácaro, masticar, perforar o rasgar; los quelíceros se componen de un dedo fijo y un dedo inferior móvil (Krantz, 2009a). Según (Grandjean, 1947)

los quelíceros evolucionaron de la fusión una serie modificaciones de las setas y los segmentos de una pata hacia un apéndice mandibular, prácticamente el dedo fijo surge de la fusión del fémur, gena, tibia y tarso, mientras que el dedo móvil es de origen tarsal. Los quelíceros son retraídos por músculos que se originan en la pared dorsal de gnatosoma y son extraídos por presión hidrostática debido a la contracción de los músculos dorso ventrales; Los parasitiformes presentan un desarrollo evolutivo adicional en los quelíceros, estos, al no tener un órgano copulatorio, usan los quelíceros en el proceso de transferencia de esperma (ver transferencia directa de esperma) (Walter y Proctor, 2013).

Los palpos provienen del segundo par de apéndices originales, contienen una serie de estructuras sensoriales, en algunos grupos como la familia Cunaxidae, estos se modifican en órganos raptorales muy útiles en la captura y manipulación de las presas (Wernz y Krantz, 1976).

Idiosoma

La mayoría de los ácaros carecen de una división primaria, lo que complica la comprensión de la derivación de algunas estructuras del cuerpo (G. Evans, 1992). El idiosoma representa gran parte del cuerpo del ácaro, en este se desarrollan las funciones que en el caso de los insectos se localizan en el tórax y abdomen; alberga también caracteres de mucha importancia taxonómica, cómo la quetotaxia y algunas placas esclerosadas que brindan al ácaro protección contra la depredación, factores ambientales adversos y sirven cómo punto de anclaje de músculos importantes. El propodosoma y el opistosoma son divisiones que permiten distinguir ciertas zonas del cuerpo de los ácaros, en este primero se encuentran articuladas los cuatro pares de patas; el opistosoma se encuentra cubierto por placas esclerosadas, que varía de tamaño y forma según los grupos, los Mesostigmata pueden presentar una placa holotonal que cubre todo el opistosoma, o también, puede dividirse en una placa podotonal que se sitúa en la región proximal del opistosoma y una opistonotal en la región distal, en Oribatida la placa opistonotal se extiende hasta la región lateral y forma una coraza a manera de concha; los Prostigmata muestran escudos con diferentes formas y ornamentaciones en el cuerpo, algunos de estos son de importancia taxonómica (Krantz, 2009a).

En la región ventral también se pueden observar placas esclerosadas, en los Acariformes los sitios de inserción de las patas generan remanentes de placas a las que se denomina placas epimerales (G. Evans, 1992). Según (Norton, 1994) el nivel de esclerotización del idiosoma de los adultos, puede reflejar la estrategia biológica de los ácaros (R o K), los más esclerosados presentan una estrategia K mientras que los menos esclerosados estrategia R (Price, 1997; Solomon, 1946a, 1946b). También, en el idiosoma se desarrollan la mayoría de las funciones vitales de los ácaros (locomoción, respiración, percepción sensorial y reproducción).

Extremidades y locomoción

Aparte del aparato bucal quelicerado, otra característica distintiva en Chelicerata son los cuatro pares de patas, en la mayoría de grupos el primer par cuenta con una compleja cantidad de setas sensoriales que cumplen las funciones de los ojos y antenas en Insecta (Grandjean, 1939, 1941). Las patas se dividen en siete segmentos: las coxas, que en los Acariformes están fusionadas en forma de placas en la región ventral del cuerpo y en los Parasitiformes cuentan con total movilidad, esta característica es de gran importancia taxonómica en la separación de los superórdenes de Acari, seguido a esta se une el trocánter, fémur, gena, tibia, tarso y pretarso. En los Parasitiformes el movimiento de las patas se da gracias a músculos elevadores-depresores de la coxa y transportadores-retractores trocanterales; en los Acariformes el movimiento solo se da por acción de los músculos trocanterales, la extensión de los segmentos restantes de la pata obedece a un mecanismo similar que los quelíceros (G. Evans, 1992; Krantz, 2009a).

Los segmentos se articulan entre sí mediante cóndilos, que en Parasitiformes la unión entre coxa y trocánter es mono condilar y en los Acariformes, la unión del trocánter con la placa coxal puede ser mono o di condilar, el trocánter y fémur tienen articulaciones di condilares y a partir del fémur los segmentos siguientes se unen mediante un solo cóndilo que se sitúa en la región dorsal de la pata (G. Evans, 1992). El pretarso está compuesto por varias estructuras, un empodio que puede variar de forma según el grupo, un pulvilus que tiene forma de almohadilla y un par de uñas; el pretarso puede ser denominado también cómo

ambulacro y las variaciones de este, son de gran importancia para la separación de grupos (Krantz, 2009a)

Aparte de la locomoción, las patas pueden modificarse para cumplir otras funciones, en algunos casos el primer par de patas pueden contar con espinas adaptadas para capturar presas, sujetarse y afirmarse de estructuras de otros organismos en el caso de ácaros foréticos. Otros pueden usarlas para escapar del peligro, proteger las hembras, luchar con machos rivales, algunas hembras se libran de machos que se sitúan sobre su dorso cuando son no receptivas; también, muchos contienen múltiples setas importantes en la detección del alimento (Krantz y Wernz, 1979; Wauthy *et al.*, 1998; Yasui, 1988).

Estigmas respiratorios

El intercambio gaseoso en los ácaros se da a través de pequeños orificios sobre el tegumento que se denominan estigmas respiratorios y se conectan a una red de tráqueas gracias a conductos tubulares simples o peritremas, las ubicaciones de estos estigmas han dado el nombre de algunos órdenes y subórdenes. Por ejemplo, en los Mesostigmata los estigmas se encuentran en la parte media del idiosoma entre el III y IV par de patas, en Prostigmata se encuentran hacia adelante, en Cryptostigmata se encuentran ocultos se pueden comunicar con el exterior a través de áreas porosas en distribuidas en el dorso y en Astigmata el intercambio gaseoso se da a por el tegumento ya que estos carecen de estigmas y las tráqueas son un sistema glandular en vez de respiratorio (G. Evans, 1992; Krantz, 2009a; Lindquist, 1984).

Biología y ecología

Reproducción

Asexual (partenogénesis)

Según (Bell, 1982), los costos invertidos en la reproducción sexual son mucho más altos que los beneficios, ya que ciertamente el gasto energético de la hembra es bastante considerable a comparación de los machos quienes únicamente contribuyen con la genética. La partenogénesis brinda grandes posibilidades de supervivencia para las especies que tienen

ciclos largos y progenies cortas, donde toda la energía ahorrada por la no producción de machos es invertida en la generación de hembras que aseguran verídicamente el mantenimiento de la especie, no obstante, la carencia de variabilidad genética que aportan los machos, hace que también se generen mutaciones y se pudieran transmitir alelos cargados de errores de generación a generación (Heethoff *et al.*, 2009; Norton y Palmer, 1991).

La reproducción telitoquia corresponde a un proceso irreversible donde no hay recombinación genética, este proceso puede darse por división mitótica del ovocito (apomixis) o mediante dos divisiones meióticas que terminan en una fusión central o terminal de los cromosomas (automixis) (White, 1984). La arrenotoquia en cambio se refiere al proceso en el que las hembras se generan de huevos diploides y los machos de huevos diploides, todo esto sin la necesidad de cópula (Nagelkerke y Sabelis, 1998). La reproducción telitoquia se presenta en varias especies de Mesostigmata, Prostigmata y Oribatida, la arrenotoquia se presenta en menor proporción en especies de Macrochelidae: Mesostigmata y Tarsonemoidea: Prostigmata (Oliver, 1971). (Norton, 1994) menciona que aproximadamente el 10% de los ácaros oribátidos tienen reproducción telitoquia, valor que supera los niveles presentados en otros grupos de animales.

Sexual

Transferencia directa de esperma

Los machos que se reproducen de esta forma presentan un órgano intromitente, pene o edeago, con el que depositan el esperma en las aberturas genitales de las hembras, como sucede en Prostigmata o en Astigmatina a una bursa copulatrix extragenital, que se localiza en la región distal del idiosoma y se acopla a un receptáculo seminal que se conecta con los ovarios mediante los conductos eferentes, en este último el macho y hembra pueden estar en similar dirección al momento de la cópula (proconjugada) o en sentidos invertidos (retroconjugada) (Estrada-Venegas, 2013; Evans, 1992)

Transferencia indirecta de esperma

Los grupos de ácaros que carecen de un órgano copulador, han desarrollado varias alternativas para la transferencia de esperma, esto es a través de espermatóforos o gotas de

esperma. Los espermatóforos son cápsulas que contienen los espermatozoides, pueden diferir en su forma, tamaño, ornamentaciones, presencia o carencia de un tallo, acorde a las diferentes especies (Alberti *et al.*, 1991; Estrada-Venegas *et al.*, 1996; Fernandez *et al.*, 1991; Proctor *et al.*, 1995). Uno de los procesos de transferencia se denomina Tocospermia, donde el macho y la hembra se colocan vientre contra vientre, el espermatóforo sale a través de las placas genitales del macho y con la ayuda de los quelíceros y palpos es colocado en la placa genital de la hembra, donde succiona el contenido, dejando una cubierta vacía (Radinovsky, 1965). Algunos machos mesostigmados cuentan con una modificación en el dedo móvil de los quelíceros formando el espermatodáctilo, es usado para depositar el esperma en el orificio genital de las hembras, que se ubica en el margen anterior del escudo esternal detrás del tritosternum o en la región subcoxal, entre la pata III y IV; en otros casos el espermatodáctilo puede fusionarse con el dedo móvil del quelíceros y formar una estructura llamada espermatotrema, con la cual se extrae y mantiene el esperma, para ser depositado en los orificios genitales de la hembra (Podospermia) (Evans y Till, 1979; Hyatt, 1980; Schwarz y Walzl, 1996).

También, los machos pueden colocar cierta cantidad de espermatóforos adheridos en el sustrato o suspendidos sobre un pedicelo, sirve como mecanismo de protección; muchas veces pueden rodear a la hembra inmadura y garantiza al macho que la hembra efectivamente tome un espermatóforo suyo. El proceso inicia con una declinación del idiosoma del macho, donde se produce la secreción de una sustancia adhesiva, posteriormente el macho levanta despacio el cuerpo, extrae el pedicelo que se endurece al contacto con el sustrato y sobre este el paquete de esperma (Alberti *et al.*, 1991; Estrada-Venegas, 2008, 2012b; Fernandez *et al.*, 1991; Witte, 1975), finalmente, la hembra se posa sobre el espermatóforo y lo arranca con las valvas genitales, dejando únicamente el pedicelo (Lipovsky *et al.*, 1957).

Ciclo biológico

Los ácaros pasan por diferentes etapas de desarrollo, partiendo del huevo, pre-larva, larva, protoninfa, deutoninfa, protoninfa y culminando con la etapa adulta; la duración del ciclo varía según las especies (Castilho *et al.*, 2009; Cross y Bohart, 1992; Estrada-Venegas, 1995; Pillai y Winston, 1969; Sengbusch y Sengbusch, 1970), presentándose varias generaciones

por año (multivoltinas), una sola por año (univoltinas) o requerir más de un año para completar el ciclo; generalmente los ácaros edáficos tienden a ser univoltinos, principalmente los oribátidos que cuentan con ciclos de vida prolongados (Estrada-Venegas *et al.*, 1999; Walter, 2009; Walter y Proctor, 2013).

Huevo

Las hembras pueden ovipositar uno o varios huevos, son suaves para poder atravesar el estrecho ovipositor de la hembra, una vez en el exterior se endurecen; muchas especies de Oribatida o Prostigmata presentan un ovipositor telescópico, con el que pueden colocar los huevos en el interior de orificios y protegerlos así de la desecación o depredación. Los huevos suelen ser lisos, iridiscentes o presentar ornamentaciones a manera de estrías o gránulos. Las familias de Prostigmata Bdellidae y Cunaxidae pueden secretar seda para protegerlos (Walter, 1988, 2009).

Pre-larva

En esta etapa del desarrollo, la pre-larva se encuentra totalmente inactiva dentro del corion, en muchos casos es casi indetectable el desarrollo de patas o el gnatosoma, no obstante, en Oribatida la pre-larva evidencia tres pares de patas sin segmentación notoria, aparato bucal y algunas setas totalmente reconocibles (Kethley, 1990; Walter y Proctor, 2013). El tiempo pre-larval puede transcurrir desde unas cuantas horas a varios días (Coineau, 1976).

Larva

Las larvas son hexápodas, algunas son endebles, blanquecinas, tiene una locomoción lenta y no suelen alimentarse, sin embargo, algunas especies de Prostigmata u Oribatida pueden empezar a alimentarse con mucha avidez, ocasionalmente se alimentan del corion, mientras avanza un proceso de esclerosamiento posterior a la emergencia (Castilho *et al.*, 2009; Estrada-Venegas *et al.*, 1999; Walter, 2009).

Protoninfa

Es el primer estadio ninfal, en este el individuo ya cuenta con los cuatro pares de patas, presenta mayor movilidad que el estadio anterior, se incrementa el número de sedas y en

algunos grupos la coloración empieza a cambiar a tonos más oscuros (Estrada-Venegas *et al.*, 1999; Páez *et al.*, 2018).

Deutoninfa

En esta segunda etapa ninfal, el individuo acrecienta su tamaño y el nivel de esclerotización, también, puede presentarse una forma deutoninfal heteromórfica facultativa, denominada por algunos autores como deuteroninfa o hipopodio. La presencia de este estado de desarrollo es una forma de resistencia a factores adversos ya sean alimenticios o ambientales, los hipopodios no presentan aparato bucal y generalmente presentan ventosas o pedicelos con las que se adhieren a otros organismos para ser transportados (Corente y Knülle, 2003; Fain, 1971; Knülle, 1995; Prieto y Estrada-Venegas, 2013).

Tritoninfa

Este es el último estadio ninfal, al igual que en las otras etapas, hay un incremento en el tamaño, esclerotización y número de setas; esta etapa no se encuentra en especies de Mesostigmata y algunos Prostigmata (Walter, 2009).

Quiescencia y muda

En cada uno de los estados de desarrollo (larva, protoninfa, deutoninfa y tritoninfa), la muda implica cambios en el tamaño, morfología, quetotaxia, pigmentación e incremento del número de patas (larva a protoninfa), los individuos necesitan un periodo de preparación (quiescencia), reducen su metabolismo y alimentación completamente (Estrada-Venegas, 2008). Durante este tiempo una nueva cutícula crece debajo de la vieja, se desprende y brinda al ácaro una coloración iridiscente, posteriormente, la cutícula puede romperse por la parte frontal de cuerpo y el ácaro sale hacia delante (Proterodehiscencia), en otros casos, la cutícula se rompe por la parte trasera del cuerpo, donde el ácaro sale hacia atrás (Histerodehiscencia), también, puede darse el caso en el que la cutícula se rompe en la región dorsal del idiosoma de forma circular, saliendo el individuo hacia arriba y cargando con el fragmento circular de cutícula (Circundehiscencia) (Acuña-Soto *et al.*, 2012; Chaires-Grijalva *et al.*, 2016; Estrada-Venegas, 2013). En algunos grupos de muda circumdehiscente como la familia Damaeidae,

el adulto suele cargar con los restos de cutícula de todas las etapas anteriores (Behan-Pelletier, 1993; Estrada-Venegas, 2012b).

Envejecimiento

(Estrada-Venegas, 1995) reporta el efecto del envejecimiento en el oribátido *Caenobelba* sp., en este caso, al emerger el adulto presentaba una densa capa de cera y dos filas de setas dispuestas en el notogaster, pasado 8 meses de vida, el ácaro envejecido había perdido la capa de cera que cubría el tegumento, así como las setas largas, poniendo en evidencia los efectos del paso del tiempo en los ácaros adultos.

Aparidad

Cuando la madre muere, los huevos se mantienen dentro del cadáver, la progenie puede continuar con su proceso de desarrollo, alimentándose de los tejidos de la madre, hasta finalmente salir del cuerpo de la hembra y continuar con su desarrollo; este proceso se ha registrado en las cohortes Sarcoptiformes, Brachypylina y Astigmatina (Estrada-Venegas, 1995; Jacot, 1933; Lipa y Chmielewski, 1951). (Norton, 1998) menciona que este proceso se da con éxito en las especies que cargan huevos con un proceso embrionario avanzado.

Alimentación

Las especies pertenecientes al orden Sarcoptiformes pueden alimentarse de una gran variedad de hongos, detritus y algas, degradando las partículas para que sean posteriormente aprovechados por otros microorganismos (OConnor, 1979; Walter y Proctor, 2013). Los oribátidos presentan una estrecha relación con el consumo de partículas orgánicas, teniendo incluso registros del Carbonífero tardío, ciertamente los oribátidos constituyen el principal grupo que habita en suelos de hojarasca; adicionalmente, la micofagia puede llegar a ser un fenómeno obligado o facultativo, donde los ácaros se alimentan accidentalmente de esporas, e incluso participan en la dispersión de estas, cargándolas en su cuerpo o incluso en sus heces (Estrada-Venegas, 2020; Labandeira *et al.*, 1997; Lilleskov y Bruns, 2005; Norton, 1985; Walter y Behan-Pellelier, 1999; D. Walter y Proctor, 2013)

Los ácaros depredadores constituyen otro grupo importante en el suelo, ya que son los reguladores de las poblaciones de otros organismos, se distribuyen a lo largo del perfil del suelo, siendo más abundantes y de mayor tamaño en los primeros estratos. Ciertamente, muchos pueden trepar a los tallos, follaje o dirigirse a depósitos de estiércol, donde pueden fungir como controladores biológicos de artrópodos que allí se desarrollan (Krantz, 1983, 1998; Price, 1973).

Los ácaros que se alimentan en tejidos vegetales se presentan en menor proporción, generalmente se los puede encontrar en la rizosfera, alimentándose de tejidos de la raíz y ocasionalmente provocando daños de importancia económica (Walter y Krantz, 2009).

Otras formas de alimentación es la coprofagia, los ácaros pueden alimentarse de sus propias heces, de la de otros organismos o de hongos que crecen en este sustrato; otros pueden alimentarse de tejidos muertos, como las especies que presentan aparidad, el polen es otro recurso altamente aprovechado por los ácaros debido a su cantidad de nutrientes (Estrada-Venegas, 2012)

Mecanismos de defensa

Resistencia

La foresia es uno de los mecanismos de resistencia a factores como: carencia de alimento, temperaturas altas, baja humedad o aplicación de acaricidas más importante, el desarrollo de una forma de vida que no ocupe alimentarse, muy esclerosada y con estructuras útiles para adherirse al cuerpo de otros organismos (hipopodio), permite al organismo sobrevivir a estas condiciones y buscar mejores áreas para su desarrollo (Ducarme *et al.*, 2004; Estrada-Venegas, 2013; Gwiazdowicz *et al.*, 2011; Perotti y Braig, 2009). También, algunos géneros de Astigmatina como *Sancassania* sp. pueden aumentar su capacidad reproductiva en respuesta a la aplicación de productos químicos en suelos agrícolas u otros factores que puedan generar estrés a la especie (Estrada-Venegas, 2013; Kines y Sinha, 1973; Philips, 1990).

Tanatosis

La tanatosis es una estrategia exitosa en ciertos grupos de ácaros como Oribatida, Prostigmata u Holothyrida, consiste en plegar las patas al cuerpo, muchas veces bajo placas móviles como los teromorfos en Galumnidae, haciéndose pasar por muertos y escapando así de sus depredadores (Heethoff y Raspotnig, 2012; Schuster y Murphy, 1991; Walter y Proctor, 2013).

Producción de seda

Dentro de Chelicerata, la producción de seda cumple múltiples funciones, las familias Cunaxidae y Bdellidae mudan dentro de cámaras construidas con seda, recubren los huevos para protegerlos y también construyen trampas para cazar (Alberti, 1973; Alberti y Ehrmsberger, 1977); algunas especies de Rhagidiidae llegan a colocar espermátóforos suspendidos en hilos de seda (Moss, 1962). Las glándulas secretoras de seda pueden encontrarse en el prosoma o como glándulas accesorias en el tracto genital (Kovoor, 1987).

Cuerpo Pticoide

Es una fascinante adaptación morfológica de defensa, que le permite al ácaro retraer totalmente las patas hacia el opistosoma, cubriéndolas con el gnatosoma que se dobla hacia abajo, generando una cápsula que se asemeja al mecanismo de defensa de los isópodos; esta adaptación es propia de varios grupos de Oribatida como las familias Phthiracaridae, Euphthiracaridae y Mesoplophoridae (Estrada-Venegas y Martínez, 2012; Sanders y Norton, 2004; Schmelzle *et al.*, 2009, 2015). El cuerpo pticoide es un avance morfológico antiguo, se tienen múltiples registros fósiles provenientes del carbonífero (Subías y Arillo, 2002).

Índices de bio-indicadores

Si bien las mediciones de las propiedades del suelo brinda una idea del estado del suelo, es complejo definir de manera cuantitativa si un suelo presentó mejoras o deterioro, es por ello la necesidad de un índice de calidad (Granatstein y Bezdicek, 1992). En el planteamiento de un índice de bioindicadores, se pueden considerar tres metodologías distintas: La selección de un solo grupo taxonómico, combinación de dos o tres grupos con nivel taxonómico medio,

estos pueden ser orden familia y finalmente un estudio de toda la comunidad de artrópodos presentes en el ecosistema (Herrera y Cuevas, 2011).

Alternativas para la evaluación de la calidad edáfica

En varias regiones del planeta se han aplicado diversas metodologías para evaluar la calidad del suelo. (Chocano *et al.*, n.d.), manifiesta que la microbiota del suelo es altamente sensible a cambios en las propiedades del suelo y presentan una respuesta rápida a estos, para la medición de la calidad del suelo, se toma en cuenta la respiración microbiana, con la finalidad de estimar la cantidad de biomasa microbiana, estos valores pueden evidenciar la capacidad del suelo para generar procesos bioquímicos. El uso de simuladores de lluvia y análisis del proceso de infiltración, puede servir como un indicador de calidad, adecuado para el entendimiento de las propiedades edáficas en los horizontes superficiales (Aoki y Sereno, 2006). La salinidad y sodicidad son propiedades cuyos valores pueden inferir en la calidad del suelo, ya que afectan el crecimiento y fisiología de los cultivos, el sodio puede afectar la estructura del suelo al convertirse en un agente de disociación de partículas (Gallart, 2017). Otros indicadores de calidad estudiados son el porcentaje de agregados del suelo, por sus implicaciones en la retención y transporte de agua, nutrientes y sensibilidad a la erosión; el pH condiciona los procesos químicos y biológicos, la materia orgánica es fundamental en el mantenimiento de la fertilidad y estabilidad del suelo, finalmente el nitrógeno potencialmente mineralizable contribuye a la productividad del suelo (Bautista *et al.*, 2004).

Artrópodos edáficos como bioindicadores de calidad del suelo

Los artrópodos edáficos forman parte de múltiples procesos en el suelo, como el reciclado de nutrientes, descomposición de la materia orgánica, disponibilidad de nutrientes, regulación de la cadena trófica, mejora de la estructura y aireación del suelo, entre otras funciones (García-Álvarez y Bello, 2004). Varios de los grupos de artrópodos edáficos, presentan cierta sensibilidad a perturbaciones de tipo natural o antropogénico de su hábitat, esto genera un cambio sustancial en la presencia y abundancia, dando paso a cambios en la biodiversidad y consecuentemente un cambio de la estabilidad y fertilidad del suelo (Scheu, 2002).

En la actualidad hay varias propuestas de índices de bioindicadores de calidad de suelo, como el de (Pérez, 2012), que cataloga la calidad de los suelos de acuerdo a la presencia baja, mediana, alta o ausencia de invertebrados y lombrices en el suelo. Otro índice que permite calificar la calidad edáfica, es el propuesto por (Simpson, 1949), mediante la cuantificación de la diversidad biológica. En Italia, (Parisi *et al.*, 2003), propusieron el Índice de Calidad Biológica del suelo (QBS), donde este método busca evaluar la calidad de los suelos mediante las formas biológicas presentes en el medio. (Uribe-Hernández *et al.*, 2010), evaluaron el uso de colémbolos como bioindicadores de la calidad, esto en suelos contaminados con hidrocarburos en el sureste de México. (Socarras, 2013) define a ciertos grupos de ácaros (Acari), sinfilos (Symphyla), colémbolos (Collembola), dipluros (Diplura), paurópodos (Paupoda) y otros artrópodos edáficos, como indicadores de la fertilidad y estabilidad de la calidad del suelo.

Los ácaros como bioindicadores de calidad del suelo

(Bedano *et al.*, 2001; Robaina, 2010; Socarras, 2013; Socarrás *et al.*, 1966; Socarrás y Izquierdo, 2014; Socarrás y Robaina, 2011) proponen tres relaciones o balances de los grandes grupos de Acari para indicar la calidad del suelo, entre oribátidos/astigmados existe una relación negativa, es decir cuando un grupo aumenta el otro disminuye, permitiendo así, evaluar el grado de desbalance de la biocenosis edáficas. La relación entre oribátidos/prostigmados, permite evaluar fertilidad y el desequilibrio que se presenta en un área, finalmente, ente mesostigmados/astigmados se encuentra una relación parecida al de oribátidos/astigmados, donde un aumento del grupo ubicado en el denominador es sinónimo de desbalance. (Aoki, 1979b, 1979a, 1995) propone el uso de especies de Oribatida para evaluar el grado de naturalidad de un ecosistema. (Accattoli y Salazar Martínez, 2012) proponen evaluar la proporción entre la abundancia de Oppiidae y Galumnidae como indicadora de intervención antrópica. (Fredes *et al.*, 2009) aplicaron en Latinoamérica el índice de impacto antrópico propuesto (I_{IM}) por (Blandin, 1986), donde las especies son separadas la frecuencia de aparición en sitios de fuerte o mínimo impacto.

Literatura citada

- Accattoli, C., & Salazar Martínez, A. (2012). Oribátidos (Acari: Oribatida): indicadores de impacto antrópico en parques urbanos de La Plata (Argentina). *Acta Zoológica Mexicana (N.S.)*, 28(3), 550–565. <https://doi.org/10.21829/azm.2012.283858>
- Acton, D. F., & Gregorich, L. J. (1995). *The Health of Our Soils*. (1st ed.). Agriculture and Agri-Food Canada.
- Acuña-Soto, J. A., Estrada-Venegas, E. G., Equihua-Martínez, A., & Valdez-Carrasco, J. (2012). Ciclo biológico y observaciones del comportamiento de *Aceria tulipae* (Acari: Eriophyidae) bajo condiciones de laboratorio. *Revista Iberica de Aracnología*, 20, 129–141.
- Alberti, G. (1973). Ernährungsbiologie und spinnvermögen der schnabelmilben (Bdellidae, Trombidiformes). *Zeitschrift Für Morphologie Der Tiere*, 76(4), 285–338.
- Alberti, G., & Coons, L. (1999). Mites. In *Microscopic anatomy of invertebrates* (8th ed., pp. 515–1265).
- Alberti, G., & Ehrmsberger, R. (1977). Scanning electron microscopic studies on the spinning ability of the Bdellidae and Cunaxidae (Acari, Prostigmata). *Acarologia*, 19(1), 55–61.
- Alberti, G., Fernandez, N., & Kummel, G. (1991). Spermatophores and spermatozoa of oribatid mites (Acari: Oribatida). Part II: Functional and Systematical considerations. *Acarologia*, 32(4), 435–449.
- Aoki, A. M., & Sereno, R. (2006). Evaluación de la infiltración como indicador de calidad de suelo mediante un microsimulador de lluvias. *AgriScientia*, 23(1), 23–31.
- Aoki, J. (1979a). Difference in sensitivities of oribatid families to environmental change by human impacts. *Revue d'Écologie et de Biologie Du Sol*, 16, 415–422.
- Aoki, J. (1979b). Soil animals as biotic indicators. In *Environmental Science. Research Report*.
- Aoki, J. (1995). Diagnosing on environment by soil animals. In M. Numata (Ed.), *Estimate of the impact on the natural environment - documentation of research results and manual of investigation method* (pp. 197–271). Chiba Local Government.
- Arévalo, E., Canto, M., Alegre, J., Loli, O., Julca, A., & Baligar, V. (2015). Changes in soil physical and chemical properties in long term improved natural and traditional agroforestry management systems of cacao genotypes in Peruvian Amazon. *PLoS ONE*, 10(7), 1–29. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0132147>
- Ballestar, J., & Conzáles, V. (2006). La calidad del suelo como medida para su conservación. *Edafología*, 14(3), 125–138.
- Balogh, J., & Balogh, P. (1988). *Oribatid mites of the Neotropical Region I* (3rd ed.). Elsevier Science Publishing Company, Inc.
- Balogh, J., & Balogh, P. (1990). *The soil mites of the world. Oribatid mites on Neotropical Region II*. Akadémiai Kiado.

- Barsimantov, J., & Navia, J. (2008). Land use and land tenure change in Mexico's avocado production region: Can community forestry reduce incentives to deforest for high value crops? In *Twelfth Biennial Conference of the International Association for the Study of the Commons* (pp. 14–18).
- Bautista, A., Etchevers, J., del Castillo, R., & Gutiérrez, C. (2004). La calidad del suelo y sus indicadores. *Ecosistemas*, 13(2), 90–97.
- Bedano, J., Cantú, M., & Doucet, M. (2001). La utilización de ácaros edáficos como indicadores de calidad de suelos en agroecosistemas del centro de Argentina. In *Memorias del XV Congreso Latinoamericano de las Ciencias del Suelo*.
- Behan-Pelletier, V. (1993). Eremaeidae (Acari: Oribatida) of North America. *Memorias de La Sociedad Entomológica de Canadá*, 125, 1–193.
- Bell, G. (1982). *The Masterpiece of Nature*. University of California Press.
- Blandin, P. (1986). Bioindicateurs et diagnostic des systèmes écologiques. *Bull. D'Écol.*, 17, 215–307.
- Bonet, J. (1953). Cueva de la Sierra Oriental en la Región de Xilitla. *Bol. Inst. Geol.*, 57, 1–96.
- Brody, A. R. (1970). Observations on the fine structure of the developing cuticle of a soil mite *Oppia coloradensis* (Acarina: Cryptostigmata). *Acarologia*, 12(2), 421–431. <http://www1.montpellier.inra.fr/CBGP/acarologia/article.php?id=3423>
- Burbano-Orjuela, H. (2016). El suelo y su relación con los servicios ecosistémicos y la seguridad alimentaria. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 33(2), 117.
- Cancela da Fonseca, J. (1989). Sur le developpement postembryonnaire des acariens oribates comparé à celui des insectes. Implications évolutives et écologiques. In H. André & J. Lions (Eds.), *L'Ontogenese et le Concept de Stase chez les Arthropodes* (pp. 15–39). AGAR Publishers.
- Carter, M. R., Gregorich, E. G., Anderson, D. W., Doran, J. W., Janzen, H. H., & Pierce, F. J. (1997). Concepts of soil quality and their significance. In *Developments in Soil Science* (pp. 1–19).
- Castilho, R., de Moraes, G., Silva, E., & Silva, L. (2009). Predation potential and biology of *Protogamasellopsis posnaniensis* Wisniewski & Hirschmann (Acari: Rhodacaridae). *Biological Control*, 48(2), 164–167.
- Chaires-Grijalva, M. P., Estrada-Venegas, E. G., & Equihua-Martínez, A. (2016). Aspectos de biología de *Hypoaspys (Cosmolaelaps) vacua* Michael, 1891 (Mesostigmata: Laelapidae) en condiciones de laboratorio. *Entomología Mexicana*, 3, 43–50.
- Chávez, G., Tapia, L., Bravo, M., Sáenz, J., Muñoz, H., Vidales, I., Larios, A., Rentería, J., Villaseñor, F., Sánchez, J., Alcántar, J., & Mendoza, M. (2012). Impacto del cambio de uso del suelo forestal a huertos de aguacate. In *SAGARPA- INIFAP*.
- Che-Uc, W., Cutz, L., Armenta, L., & Rosado, S. (2019). Ácaros Oribátidos de una Selva Secundaria y un Cultivo de Maíz en el Ejido de Nicolás Bravo, Quintana Roo, México. *Tecnológico Nacional de México*, 1, 317–324.

- Chocano, C., Hernández, M., Melgares de Aguilar, J., González, D., & García, C. (n.d.). La actividad microbiana como indicador de calidad del suelo en cultivos de ciruelo ecológico. *Sociedad Española de Agricultura Ecológica*. <http://www.agroecologia.net/recursos/publicaciones/publicaciones-online/2009/>
- Coineau, Y. (1976). La premiere prélarve connue du genre Eupodes. *Eupodes strandtmanni*, n. sp. *Acarologia*, 18, 56–64.
- Corente, C. ., & Knülle, W. (2003). Trophic determinants of hypopus induction in the stored product mite *Lepidoglyphus destructor* (Acari : Astigmata). *Experimental and Applied Acarology*, 29, 89–107.
- Cross, E., & Bohart, G. (1992). The Biology of *Imparipes apicola* (Acari: Scutacaridae) and its Relationships to the Alkali Bee, *Nomia melanderi* (Hymenoptera: Halictidae), and to Certain Fungi in the Bee Cell Ecosystem. *Journal of the Kansas Entomological Society*, 65(2), 157–173.
- Cué-Bar, E., Villaseñor, J., Arredondo, L., Cornejo, G., & Ibarra, G. (2006). La flora arbórea de Michoacán, México. *Bol.Soc.Bot.Méx*, 78, 74–81.
- Doran, J., & Zeiss, M. (2000). Soil health and sustainability: managing the biotic component of soil quality. *Applied Soil Ecology*, 15, 3–11.
- Ducarme, X., Wauthy, G., André, H. M., & Lebrun, P. (2004). Survey of mites in caves and deep soil and evolution of mites in these habitats. *Canadian Journal of Zoology*, 82(6), 841–850.
- Echanove, F. (2008). Abriendo fronteras: el auge exportador del aguacate mexicano a Estados Unidos. *Anales de Geografía*, 28, 9–28.
- Encina, A., & Ibarra, J. (2003). La degradación del suelo y sus efectos sobre la población. *Población y Desarrollo*, 25, 5–10.
- Estrada-Venegas, E. G. (1995). *Soil Arthropods in the Central Cascades: Slash Burning Effects and Biology of Some Species*. Oregon State University.
- Estrada-Venegas, E. G. (2008). Papel biológico y ecológico de los ácaros oribatidos (Acari: Cryptostigmata) en el ecosistema suelo. In E. G. Estrada-Venegas (Ed.), *Fauna del suelo I* (pp. 67–84). Colegio de Postgraduados.
- Estrada-Venegas, E. G. (2012a). Ácaros en suelos cultivados. In E. G. Estrada-Venegas, M. P. Chaires-Grijalva, J. A. Acuña-Soto, & A. Equihua-Martínez (Eds.), *Ácaros de importancia en el suelo* (1st ed., pp. 195–203).
- Estrada-Venegas, E. G. (2012b). Biología, ecología y etología de los ácaros de vida libre. In E. Estrada-Venegas, M. Chaires-Grijalva, J. Acuna-Soto, & A. Equihua-Martínez (Eds.), *Ácaros de importancia en el suelo* (1st ed., pp. 44–53). Colegio de Postgraduados.
- Estrada-Venegas, E. G. (2013a). Astigmatina su papel biológico y ecológico en el ecosistema suelo. In E. Estrada-Venegas, A. Equihua, J. Acuna-Soto, & M. Chaires-Grijalva (Eds.), *Fauna del suelo II micro, meso y macrofauna* (pp. 28–53). Sociedad Mexicana de Entomología.
- Estrada-Venegas, E. G. (2013b). El suelo, la erosión, el cambio climático y la sustentabilidad

- retos actuales. In E. G. Estrada-Venegas, M. P. Chaires-Grijalva, J. A. Acuña-Soto, & A. Equihua-Martínez (Eds.), *Fauna del suelo II micro, meso y macrofauna* (pp. 1–17). Colegio de Postgraduados.
- Estrada-Venegas, E. G. (2020). Métodos de estudio para ácaros del suelo. In R. Ferrera, J. Delgadillo, A. Alarcón, J. Alvarado, J. Pérez, & J. Almaraz (Eds.), *Microbiología aplicada a la agricultura y agroecosistemas principios y técnicas para su investigación* (1st ed., pp. 351–380). Editorial del Colegio de Postgraduados.
- Estrada-Venegas, E. G., & Martínez, P. (2012). Oribatida. In E. G. Estrada-Venegas, M. P. Chaires-Grijalva, J. A. Acuña-Soto, & A. Equihua-Martínez (Eds.), *Ácaros de importancia en el suelo* (pp. 142–177). Colegio de Postgraduados.
- Estrada-Venegas, E. G., Norton, R. A., & Moldenke, A. R. (1996). Unusual sperm-transfer in *Pilogalumna* sp. (Galumnidae). In *Acarology IX-Proceedings* (pp. 565–567). Ohio Biological Survey.
- Estrada-Venegas, E., Norton, R. A., Equihua, A., Romero, J., Trinidad, J., & González, H. (1999). Biología y nueva sinonimia de *Arhegozetes longisetosus* Aoki (Acari-Oribatida) de la Mancha, Veracruz, México. *Folia Entomológica Mexicana*, 107, 41–50.
- Evans, G. (1992). *Principles of acarology* (1st ed.). C.A.B International.
- Evans, G., & Loots, G. (1975). Scanning electron microscope study of the structure of the hypostome of *Phityogamasus*, *Laelaps* and *Ornithonyssus* (Acari: Mesostigmata). *Journal of Zoology*, 176(3), 425–436.
- Evans, G., & Till, M. (1979). Mesostigmatic mites of Britain and Ireland. An introduction to their external morphology and classification. *Trans. Zool. Soc. Lond.*, 35, 139–270.
- Fain, A. (1971). Évolution de certains groupes d'hypopes en fonction du parasitisme (Acarina: Sarcoptiformes). *Acarologia*, 13(171–175).
- Falcon, L. (2002). *Degradación del suelo causas, procesos, evaluación e investigación* (2nd ed.). CIDIAT. <http://www.serbi.ula.ve/serbiula/libroselectronicos/Libros/degradacion/pfd/librocompleto.pdf><http://www.serbi.ula.ve/serbiula/librosel%0Aelectronicos/Libros/degradacion/pfd/librocompleto.pdf>
- FAO. (2015). *Estado mundial del recurso suelo*.
- Fernandez, N., Alberti, G., & Kummel, G. (1991). Spermatophores and spermatozoa of oribatids mites (Acari: Oribatida). Part I: Fine structure and histochemistry. *Acarologia*, 32(4), 261–286.
- Franco, M., Leos, J., Salas, J., Costa, M., & García, A. (2018). Análisis de costos y competitividad en la producción de aguacate en Michoacán, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 9(2), 391–403. <http://cienciasagricolas.inifap.gob.mx/editorial/index.php/agricolas/article/view/1080/908>
- Fredes, N., Martínez, P., Laborde, V., & Osterrieth, M. (2009). Microartrópodos como indicadores de disturbio antrópico en entisoles del área recreativa de Miramar,

- Argentina. *Ciencia Del Suelo*, 27(1), 89–101.
- Fuentes, L., Sánchez, J., Birrueta, M., & Arredondo, H. (2019). Hymenoptera Parasítica Asociada a Especies de *Xyleborus* Eichhoff1 en Aguacate en Colima, México. *Southwestern Entomologist*, 44(1), 271–279.
- Gallart, F. (2017). *La conductividad eléctrica del suelo como indicador de la capacidad de uso de los suelos de la zona norte del Parque Natural de la Albufera de Valencia*. Universitat Politècnica de Valencia.
- García, Y., & Ramírez, W. (2012). Indicadores de la calidad de los suelos: una nueva manera de evaluar este recurso Soil quality indicators: A new way to evaluate this resource. *Pastos y Forrajes*, 35(2), 125–138.
- García-Álvarez, A., & Bello, A. (2004). Diversidad de los organismos de suelo y transformaciones de la materia orgánica. In *I Internacional Conference on Soil and Compost Eco-Biology* (pp. 211–212).
- Granatstein, D., & Bezdicek, D. (1992). The need for a soil quality index: Local and regional perspectives. *American Journal of Alternative Agriculture*, 7(1/2), 12–16.
- Grandjean, F. (1939). La chaetotaxie des pattes chez les Acaridae. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, 64, 50–60.
- Grandjean, F. (1941). La chaetotaxie comparée des pattes chez les Oribates (Ire série). *Bull. Soc. Zool. Fr.*, 66, 33–50.
- Grandjean, F. (1947). Biologie-Loringine pileuse des mors et la chaetotaxie de la mandibule chez les Acariens actinochitineux. *Comptes Rendus Hebdomadaires Des Seances de l'academie Des Sciences*, 224(18), 1251–1254.
- Grandjean, F. (1964). Oribates mexicanos (1er. Série). *Dampfíella* Selln. et *Beckiella* n. g. *Acarologia*, 6(4), 694–711.
- Gwiazdowicz, D. J., Kamczyc, J., & Bloszyk, J. (2011). The diversity of phoretic Mesostigmata on *Ips typographus* (Coleoptera: Scolytinae) caught in the Karkonosze forest. *European Journal of Entomology*, 108(3), 489–491.
- Hammer, M. (1969). Oribatids found at Plant Quarantine Station in the USA. *Viden. Meddr. Dansk Naturh Foren*, 132, 63–78.
- Heethoff, M., Norton, R. A., Scheu, S., & Maraun, M. (2009). Parthenogenesis in oribatid mites (Acari, Oribatida). In *Lost Sex: The Evolutionary Biology of Parthenogenesis* (pp. 241–257).
- Heethoff, M., & Rasputnig, G. (2012). Triggering chemical defense in an oribatid mite using artificial stimuli. *Experimental and Applied Acarology*, 56(4), 287–295.
- Herrera, F., & Cuevas, E. (2011). Artrópodos del suelo como bioindicadores de recuperación de sistemas perturbados. *Venesuelos*, 11(1–2), 67–78.
- Hoffmann, A., & López-Campos, G. (2000). *Biodiversidad de los ácaros en México*. CONABIO.
- Hoffmann, A., & López-Campos, G. (2002). Acari. In J. Llorente Bousquets & J. Morrone (Eds.), *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una*

síntesis de su conocimiento. Vol. 3 (pp. 223–276). CONABIO.

- Hughes, T. (1959). *Mites or Acari*. University of London, the Athlone Press.
- Hunter, C., Smith, G., Schipanski, E., Atwood, W., & Mortensen, A. (2017). Agriculture in 2050: Recalibrating targets for sustainable intensification. *BioScience*, 67(4), 386–391. <https://doi.org/10.1093/biosci/bix010>
- Hyatt, K. (1980). Mites of the subfamily Parasitinae (Mesostigmata: Parasitidae) in the British Isles. *Bull. Brit. Mus. (Nat. Hist.), Zool*, 38(5), 237–378.
- IMPLAN. (2020). *Forestal Natural. Medio Ambiente y Territorio*.
- Jacot, A. (1933). Aparity among the Oribatidae (Acarina). *The Canadian Entomologist*, 65(12), 263–264.
- Juan, J. (2021). *Estudio de los procesos de cambio de uso del suelo en México* (F. Haro & O. Fuentes (eds.); 1st ed.). Editorial Clave.
- Kethley, J. (1990). The prelarva of *Alycus roseus* Koch (Bimichaeliidae: Acariformes: Acari). *Can. J. Zool.*, 68, 1058–1061.
- Kines, K. A., & Sinha, R. N. (1973). A laboratory study of fauna and flora in an agriculture soil in Manitoba. *Manitoba Entomol.*, 7, 59–66.
- Knulle, W. (1995). Expression of a dispersal trait in a guild of mites colonizing transient habitats. *Evolutionary Ecology*, 9, 341–353.
- Kovoor, J. (1987). Comparative Structure and Histochemistry of Silk-Producing Organs in Arachnids. *Ecophysiology of Spiders*, 160–186.
- Krantz, G. W. (1983). Mites ad biological control agents of dung-breeding flies, with special reference to the Macrochelidae. *Biological Control of Pests by Mites*, 91, 3304.
- Krantz, G. W. (1998). Reflections on the biology, morphology and ecology of the Macrochelidae. *Experimental and Applied Acarology*, 22(3), 125–137.
- Krantz, G. W. (2009a). Form and function. In G. W. Krantz & D. E. Walter (Eds.), *A manual of acarology* (3rd ed., pp. 5–53). Texas Tech University Press.
- Krantz, G. W. (2009b). Habits and Habitats. In G. W. Krantz & D. Walter (Eds.), *A manual of acarology* (3rd ed., pp. 64–82). Texas Tech University Press.
- Krantz, G. W., & Wernz, J. G. (1979). Sperm transfer in *Glyphtholaspis americana*. In *Recent advances in acarology* (pp. 441–446). Academic Press.
- Labandeira, C., Phillips, T., & Norton, R. A. (1997). Oribatid mites and the decomposition of plant tissues in paleozoic coal-swamp forests. *Palaios*, 12(4), 319–353.
- Leiva, F. (1998). Sostenibilidad de sistemas agrícolas. *Agronomía Colombiana*, 15(2), 181–193.
- Lilleskov, E., & Bruns, T. (2005). Spore dispersal of a resupinate ectomycorrhizal fungus, *Tomentella sublilacina*, via soil food webs. *Mycologia*, 97(4), 762–769.
- Lindquist, E. (1984). Current theories on the evolution of major groups of Acari and on their relationships with other groups of Arachnida, with consequent implications for their

- classification. *Acarology*, 1, 28–62.
- Lipa, J., & Chmielewski, W. (1951). Aparity observed in the development of *Caloglyphus* mite (Acarina: Acaridae). *Ekol. Polska.*, 14, 741–748.
- Lipovsky, L., Byers, G., & Kardos, E. (1957). Spermatophores -The Mode of Insemination of Chiggers (Acarina: Trombiculidae). *The Journal of Parasitology*, 43(3), 256–262.
- Marín, M. (2012). El impacto de las exportaciones de aguacate sobre la migración. El caso de los municipios aguacateros de Michoacán, 1991-2003. In A. Ortega, R. Montalvo, M. Cárcamo, & G. Rojo (Eds.), *Agricultura y migración en el Occidente de México* (1st ed., pp. 77–93). Universidad de Guanajuato.
- Medina García, C., Guevara-Féfer, F., Martínez Rodríguez, M., Silva-Sáenz, P., Chávez-Carbajal, M., & García Ruiz, I. (2000). Estudio florístico en el área de la comunidad indígena de Nuevo San Juan Parangaricutiro, Michoacán, México. *Acta Botanica Mexicana*, 52, 5. <https://doi.org/10.21829/abm52.2000.853>
- Mishra, U., & Dhar, D. (2004). Biodiversity and biological degradation of soil. *Resonance*, 9(1), 26–33. <https://doi.org/10.1007/bf02902526>
- Moldenke, A. R. (2008). Papeles funcionales de los artrópodos del suelo: un cambio fundamental del conocimiento. In E. G. Estrada-Venegas, M. P. Chaires-Grijalva, J. A. Acuña-Soto, & A. Equihua-Martínez (Eds.), *Fauna del suelo I* (pp. 9–21). Colegio de Postgraduados.
- Moss, W. (1962). Studies on the morphology of the trombidiid mite *Allothrombium lerouxi* Moss (Acari). *Acarologia*, 4(3), 313–345. <http://www1.montpellier.inra.fr/CBGP/acarologia/article.php?id=3936>
- Nagelkerke, C. J., & Sabelis, M. W. (1998). Precise control of sex allocation phytoseiid mites. *Journal of Evolutionary Biology*, 11(1998), 649–684.
- Norton, R. (1994). Evolutionary Aspects of Oribatid Mite Life Histories and Consequences for the Origin of the Astigmata. In M. Houck (Ed.), *Mites* (pp. 99–135). Springer.
- Norton, R. (1998). Morphological evidence for the evolutionary origin of Astigmata (Acari: Acariformes). *Experimental and Applied Acarology*, 22(10), 559–594. <https://doi.org/10.1023/A:1006135509248>
- Norton, R. A. (1985). Aspects of the biology and systematics of soil arachnids, particularly saprophagous and mycophagous mites. *Quaestiones Entomologicae*, 21, 523–541.
- Norton, R. A., Alberti, G., Weigmann, G., & Woas, S. (1997). Porose integumental organs of oribatid mites (Acari, Oribatida). *Zoological*, 146, 1–31.
- Norton, R. A., & Behan-Pellelier, V. (2009). Suborder Oribatida. In G. W. Krantz & D. E. Walter (Eds.), *A manual of acarology* (3rd ed., pp. 430–564). Texas Tech University Press.
- Norton, R., & Ermilov, S. (2014). Catalogue and historical overview of juvenile instars of oribatid mites (Acari: Oribatida). In *Zootaxa* (Vol. 3833, Issue 1). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3833.1.1>
- Norton, R. A., & Palmer, S. C. (1991). The distribution, mechanisms and evolutionary

- significance of parthenogenesis in oribatid mites. In Reinhart Schuster, P. W. Murphy, R. A. Norton, & S. C. Palmer (Eds.), *The Acari* (pp. 107–136). https://doi.org/10.1007/978-94-011-3102-5_7
- OConnor, B. (1979). Acarine fungal relationships: the evolution of symbiotic associations. In Q. Wheeler & M. Blackwell (Eds.), *Fungus-insect relationships. Perspectives in ecology and evolution* (pp. 354–381). Columbia University Press.
- Oliver, J. H. (1971). Parthenogenesis in Mites and Ticks (Arachnida: Acari). *AM. Zoologist*, *11*, 283–299.
- Omari, A., Bellingrath, S., Addo, E., Oikawa, Y., & Fujii, Y. (2018). Exploring farmers' indigenous knowledge of soil quality and fertility management practices in selected farming communities of the Guinea Savannah agro-ecological zone of Ghana. *Sustainability (Switzerland)*, *10*(4), 1–16. <https://doi.org/10.3390/su10041034>
- Páez, J., Villagómez, F., Iglesias, R., & Palacios-Vargas, J. (2018). Desarrollo ontogenético en cultivo de *Pergalumna* sp. nov. (Acari: Oribatida) y comparación con otros Galumnidae. *Entomología Mexicana*, *5*, 46–52.
- Palacios-Vargas, J. G. (1994). Los Ácaros Oribátidos de México. *Annales Inst. Univ. Nac. Autón. México*, *65*(1), 19–32.
- Palacios-Vargas, J. G., & Iglesias, R. (2004). Oribatei (Acari). In J. Llorente Bousquets, J. Morrone Juan, O. Yáñez Ordóñez, & I. Vargas Fernández (Eds.), *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos: hacia una síntesis de su conocimiento. Vol. IV* (pp. 431–468). CONABIO.
- Palacios-Vargas, J. G., & Iglesias, R. (2007). Ácaros oribátidos. In I. Luna, J. Morrone, & D. Espinosa (Eds.), *Biodiversidad de la Faja Volcánica Transmexicana* (1st ed., pp. 345–356). Universidad Nacional Autónoma de México.
- Paredes-León, R. (2018). La Acarología de Alfredo Dugès. In O. Flores-Villela, G. Magaña-Cota, & E. Chávez-Galván (Eds.), *Alfredo Dugès, La Zoología en México en el siglo XIX* (pp. 137–156). Universidad Nacional Autónoma de México.
- Parisi, V., Menta, C., Gardi, C., & Jacomini, C. (2003). *Evaluation of soil quality and biodiversity in Italy: The Biological Quality of Soil Index (QBS) approach*.
- Pearse, A. (1936). Parasites from Yucatan. *Carnegie Inst. Washington Publ.*, *457*, 45–59.
- Pérez, M. (2012). *Aportes metodológicos al "sistema agroecológico rápido de evaluación de calidad de suelo y salud de cultivos"*. Universidad Internacional de Andalucía.
- Pérez, T., Guzmán-Cornejo, C., Montiel-Parra, G., Paredes-León, R., & Rivas, G. (2014). Biodiversidad de ácaros en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, *85*. <https://doi.org/10.7550/rmb.36160>
- Perotti, M. A., & Braig, H. R. (2009). Phoretic mites associated with animal and human decomposition. *Experimental and Applied Acarology*, *49*(1–2), 85–124.
- Philips, J. R. (1990). Acarina: Astigmata (Acaridida). In D. L. Dindal (Ed.), *Soil Biology Guide* (pp. 757–778). Wiley.
- Pillai, P. R. P., & Winston, P. W. (1969). Life history and biology of *Caloglyphus anomalus*

- Nesbitt (Acarina: Acaridae). *Acarologia*, 11(2), 295–303. <http://www1.montpellier.inra.fr/CBGP/acarologia/article.php?id=3499>
- Pla Sentís, I. (2006). Problemas de degradación de suelos en el mundo: Causas y consecuencias. In *Memorias del X Congreso Ecuatoriano de la Ciencia del Suelo* (pp. 1–9). Universidad de Guayaquil.
- Price, D. W. (1973). Abundance and vertical distribution of microarthropods in the surface layers of a California pine forest soil. *Hilgardia*, 42(4), 121–147.
- Price, P. (1997). *Insect ecology* (3rd ed.). John Wiley & Sons.
- Prieto, D., & Estrada-Venegas, E. G. (2013). Los ácaros en el agroecosistema edáfico. In E. G. Estrada-Venegas, M. P. Chaires-Grijalva, J. A. Acuña-Soto, & A. Equihua-Martínez (Eds.), *Fauna del suelo II micro, meso y macrofauna* (pp. 57–83). Colegio de Postgraduados.
- Proctor, H. C., Baker, R. L., & Gwynne, D. T. (1995). Mating behaviour and spermatophore morphology: a comparative test of the female-choice hypothesis. *Canadian Journal of Zoology*, 73(11), 2010–2020.
- Radinovsky, S. (1965). The Biology and Ecology of Granary Mites of the Pacific Northwest. III. Life History and Development of *Leiodynychus krameri* (Acarina: Uropodidae). *Annals of Entomological Society of America*, 00, 259–267.
- Robaina, N. (2010). *Caracterización de las comunidades de la biota edáfica en los suelos de composición Ferralítica de la Llanura Roja de La Habana bajo diferentes usos de la tierra*. Universidad Agraria de La Habana.
- SADER, ASERCA, & CIMA. (2019). *Reporte del mercado de Aguacate*.
- SAGARPA. (2017). *Planeación Agrícola Nacional*.
- Salvador de Jesús, L. A. (2014). *Acarofauna asociada al cultivo de aguacate Persea americana Mill. En huertas orgánicas y convencional, en el Municipio de Uruapan, Michoacán México*. Colegio de Postgraduados.
- Sanders, F. H., & Norton, R. A. (2004). Anatomy and Function of the Ptychoid Defensive Mechanism in the Mite *Euphthiracarus cooki* (Acari: Oribatida). *Journal of Morphology*, 259(2), 119–154.
- Scheu, S. (2002). The soil food web: Structure and perspectives. *European Journal of Soil Biology*, 38(1), 11–20. [https://doi.org/10.1016/S1164-5563\(01\)01117-7](https://doi.org/10.1016/S1164-5563(01)01117-7)
- Schmelzle, S., Helfen, L., Norton, R. A., & Heethoff, M. (2009). The ptychoid defensive mechanism in Euphthiracaroida (Acari: Oribatida): A comparison of muscular elements with functional considerations. *Arthropod Structure and Development*, 38(6), 461–472.
- Schmelzle, S., Norton, R. A., & Heethoff, M. (2015). Mechanics of the ptychoid defense mechanism in Ptyctima (Acari, Oribatida): One problem, two solutions. *Zoologischer Anzeiger*, 254, 27–40.
- Schuster, R., & Murphy, P. (1991). *The Acari: reproduction, development and life-history strategies* (1st ed.). Springer. <https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>

- Schwarz, H., & Walzl, M. (1996). Pairing , oviposition and development in two sibling species of phoretic mites (Acari: Mesostigmata: Parasitidae: *Poecilochirus* spp.) associated with burying beetles (Coleoptera: Silphidae: *Nicrophorus* spp.). *Journal of Natural History*, 30, 1337–1348.
- Sellnick, M. (1931). Mexikanische Milben I. *Zool. Anz.*, 95(5–8), 179–186.
- Sengbusch, H. G., & Sengbusch, C. H. (1970). Post-Embryonic Development of *Oppia nitens* (Acarina: Oribatei). *Journal of the New York Entomological Society*, 78(4), 207–214.
- SIAP. (2019). *Anuario Estadístico de la Producción Agrícola*.
- Simpson, E. (1949). Measurement of diversity [16]. *Nature*, 163(4148), 688. <https://doi.org/10.1038/163688a0>
- Socarras, A. (2013). Soil mesofauna: biological indicator of soil quality. *Pastos y Forrajes*, 36(1), 14-21.
- Socarrás, A., & Izquierdo, I. (2014). Evaluación de sistemas agroecológicos mediante indicadores biológicos de la calidad del suelo: mesofauna edáfica Evaluation of agroecological systems through biological indicators of the soil quality: edaphic mesofauna. *Pastos y Forrajes*, 37(1), 47–54.
- Socarrás, A., & Robaina, N. (2011). Caracterización de la mesofauna edáfica bajo diferentes usos de la tierra en suelo Ferralítico Rojo de Mayabeque y Artemisa. *Pastos y Forrajes*, 34(2), 185–197.
- Socarrás, A., Rodríguez, M., Ávila, A., & Izquierdo, I. (1966). Utilización de la mesofauna edáfica como indicador biológico del estado de los suelos. I. Suelos afectados por la minería en Moa. *Cocuyo*, 13, 11–14. http://www.caribbeanahigroup.org/pdf/cocuyo/cocuyo_13_2003.pdf#page=49
- Solomon, M. (1946a). Tyroglyphid mites in stored products. Ecological studies. *Ann. Appl. Biol.*, 33, 82–97.
- Solomon, M. (1946b). Tyroglyphid mites in stored products. Nature and amount of damage to wheat. *Ann. Appl. Biol.*, 33, 280–289.
- Sonenshine, D. E. (1970). A contribution to the internal anatomy and histology of the bat tick *Ornithodoros kelleyi* Cooley and Kohls, 1941. II. The reproductive, muscular, respiratory, excretory, and nervous systems. *Journal of Medical Entomology*, 7(3), 289–312.
- Stanford, L. (1998). Mexico's Empresario in Export Agriculture: Examining the Avocado Industry of Michoacán. In *Prepared for delivery in the session, "AGR07: La intermediación en las cadenas internacionales de mercancías agrícolas"*. *Proceedings of the Latin American Studies Association* (pp. 24–26).
- Subías, L. (2020). Listado sistemático, sinonímico y biogeográfico de los ácaros oribátidos (Acariformes: Oribatida) del mundo. *Graellsia*, 1–527.
- Subías, L., & Arillo, A. (2002). Oribatid mite fossils from the Upper Devonian of South Mountain, New York and the Lower Carboniferous of County Antrim, Northern Ireland (Acariformes, Oribatida). *Estudios Del Museo de Ciencias Naturales de Alava*, 17, 93–106.

- SUMA, CONABIO, & UMSNH. (2005). *Anexo. La biodiversidad en Michoacán Estudio de Estado* (1st ed.).
- Telford, M. J., & Thomas, R. H. (1998a). Expression of homeobox genes shows chelicerate arthropods retain their deutocerebral segment. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 95(18), 10671–10675.
- Telford, M. J., & Thomas, R. H. (1998b). Of mites and zen: Expression studies in a chelicerate arthropod confirm zen is a divergent Hox gene. *Development Genes and Evolution*, 208(10), 591–594.
- Tomas, L., & Zepeda, J. (2016). La Producción de Aguacate en el Estado de Michoacán y sus efectos en los índices de pobreza, el cambio del uso de suelo y la migración. *Revista Mexicana Sobre Desarrollo Local*, 1(2), 1–12.
- Travé, J. (1964). Importance des stases immatures des oribates en systematique et en écologie. *Proceedings of the 1st International Congress of Acarology, 1963. Acarologia*, 6, 47–54.
- United Nations. (2017). *World Population Prospects: The 2017 Revision, Key Findings and Advance Tables*.
https://population.un.org/wpp/Publications/Files/WPP2017_KeyFindings.pdf
- Uribe-Hernández, R., Juárez-Méndez, C. H., De Montes Oca, M. A., Palacios-Vargas, J. G., Cutz-Pool, L., & Mejía-Recarmier, B. E. (2010). Collembola (Hexapoda) as quality bioindicators of the hydrocarburans polluted soils in Southeastern Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 81(1), 153–162.
- Vázquez, I., & López-Campos, G. (2012a). Ácaros en suelos de bosque. In E. G. Estrada-Venegas, M. P. Chaires-Grijalva, J. A. Acuña-Soto, & A. Equihua-Martínez (Eds.), *Ácaros de importancia en el suelo* (1st ed., pp. 178–185).
- Vázquez, I., & López-Campos, G. (2012b). Bioecología de las principales familias en el suelo. In E. G. Estrada-Venegas, M. P. Chaires-Grijalva, J. A. Acuña-Soto, & A. Equihua-Martínez (Eds.), *Manual de ácaros del suelo* (pp. 104–109). Colegio de Postgraduados.
- Vázquez, I., & López-Campos, G. (2012c). Importancia de los ácaros en el suelo. In E. G. Estrada-Venegas, M. P. Chaires-Grijalva, J. A. Acuña-Soto, & A. Equihua-Martínez (Eds.), *Manual de ácaros del suelo* (pp. 98–103). Colegio de Postgraduados.
- Vidales, F. (2009). Contaminación por agroquímicos. In *Impactos Ambientales y Socioeconómicos del Cambio de Uso del Suelo Forestal a Huertos de Aguacate en Michoacán* (2nd ed., pp. 45–46). INIFAP, CIRPAC.
- Villaseñor, J. L. (2016). Checklist of the native vascular plants. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 87, 559–902. <https://doi.org/10.1016/j.rmb.2016.06.017>
- Wallwork, J. (1969). Some basic principles underlying the classification and identification of cryptostigmatic mites. In J. Sheals (Ed.), *The Soil Ecosystem. The Systematics Association* (pp. 155–168).
- Walter, D. (2009). Oviposition and Life Stages. In G. W. Krantz & D. Walter (Eds.), *A manual of acarology* (3rd ed., pp. 57–63). Texas Tech University Press.

- Walter, D., & Behan-Pellelier, V. (1999). Mites in forest canopies: Filling the size distribution shortfall? *Annual Review of Entomology*, 44(134), 1–19.
- Walter, D. E. (1988). Predation and mycophagy by endeostigmatid mites (Acariformes: Prostigmata). *Experimental and Applied Acarology*, 4(2), 159–166.
- Walter, D., & Proctor, H. (2013). Mites: Ecology, Evolution & Behaviour. In *Mites: Ecology, Evolution & Behaviour* (2nd ed.). Springer.
- Wauthy, G., Leponce, M., Banai, N., Sylin, G., & Lions, J. C. (1998). The backward jump of a box moss mite. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 265(1411), 2235–2242.
- Wernz, J. G., & Krantz, G. W. (1976). Studies on the function of the tritosternum in selected Gamasida (Acari). *Canadian Journal of Zoology*, 54(2), 202–213.
- West, P., Gerber, J., Engstrom, P., Mueller, N., Brauman, K., Carlson, K., Cassidy, E., Johnston, M., Macdonald, G., Ray, D., & Siebert, S. (2014). *food security and the environment*. 345(6194), 325–328.
- Wharton, G. (1938). Acarina of Yucatan caves. *Carnegie Inst. Washington Publ.*, 491, 137–152.
- White, M. (1984). Chromosomal Mechanisms in Animal Reproduction. *Boll. Zool.*, 51, 1–23.
- Witte, H. (1975). Funktionsanatomie der genitalorgane und fortpflanzungsverhalten bei den männchen der Erythraeidae (Acari, trombidiformes). *Zeitschrift Für Morphologie Der Tiere*, 80(2), 137–180.
- Yasui, Y. (1988). Sperm competition of *Macrocheles muscaedomesticae* (Scopoli) (Acarina: Mesostigmata: Macrochelidae), with special reference to precopulatory mate guarding behavior. *Journal of Ethology*, 6(2), 83–90.

CAPÍTULO I.- DIVERSIDAD DE ÁCAROS EDÁFICOS EN ZONAS PRODUCTORAS DE AGUACATE Y ÁREA DE CONSERVACIÓN

1.1 INTRODUCCIÓN

El suborden Oribatida comprende 163 familias, 1,300 géneros y 11.207 especies, de estas, 3,891 son Palearcticas, 1,129 Neárticas, 1,939 Etiópicas, 2,576 Orientales, 1,523 Australianas, 137 Antárticas y subantárticas y 2,311 Neotropicales (Subías, 2020). Algunas especies de este grupo se han colectado en medios acuáticos y arborícolas, sin embargo, el principal hábitat de estas es el suelo, en este medio degradan la materia orgánica y cumplen un papel fundamental en el ciclo de los nutrientes. El acomodo denso de las láminas de quitina en la cutícula de estos ácaros, les genera un esclerosamiento marrón muy característico del grupo (Norton y Behan-Pellelier, 2009). Los oribátidos presentan una estrategia de vida K, lo que conlleva a que sus ciclos biológicos sean más largos al igual que su esperanza de vida, sin embargo, su capacidad reproductiva puede ser menor a la de otros grupos de Acari (Norton, 1994).

Si bien el área Neotropical se ubica en el tercer lugar con mayor número de especies de ácaros oribátidos, estos valores se pueden acrecentar debido a la notable y poco estudiada biodiversidad de la región. En México (Palacios-Vargas y Iglesias, 2004) publicaron el listado más completo de los ácaros oribátidos del país, en este trabajo se reportan 42 superfamilias, 104 familias, 250 géneros y 434 especies. Cabe mencionar que hasta el momento se han reportado 10 familias y siete géneros (Salvador de Jesús, 2014).

El estado de Michoacán cuenta con una alta diversidad de plantas vasculares, distribuidas en 219 familias, 1,394 géneros y 5,885 especies, los principales tipos de vegetación son el bosque tropical caducifolio, bosque de coníferas, bosque de *Quercus* (Villaseñor, 2016). De igual manera, Michoacán es el sexto estado mexicano con mayor área agrícola productiva (1,119,159.97 ha) que equivale al 18.7% del área territorial del estado (SIAP, 2019). El 15% de toda esta área productiva, corresponde al cultivo de aguacate, donde Michoacán contribuye con el 76.3% de la producción nacional que a su vez representa el 34% de la producción mundial (Fuentes *et al.*, 2019; SADER *et al.*, 2019; SIAP, 2019). El aguacate

presenta una estrecha similitud con los bosques de pino y encino en sus requerimientos edafoclimáticos, debido a esto, se ha dado un agresivo proceso de deforestación y cambio de uso de la tierra (Vidales, 2009). Estos cambios conllevan a la degradación progresiva de las propiedades del suelo, interrupción de los procesos biológicos y pérdida de biodiversidad, principalmente de los ácaros oribátidos (Che-Uc *et al.*, 2019; Estrada-Venegas, 2012; Juan, 2021).

La antropización de los ecosistemas naturales genera una considerable disminución de la diversidad de especies de ácaros oribátidos y da paso al incremento poblacional de especies oportunistas (Muñoz y Rodríguez, 2014; Zerbino *et al.*, 2008). No obstante, es importante mencionar que el uso de prácticas agrícolas menos agresivas con el suelo, puede ayudar a conservar cierta parte de la biodiversidad del suelo (Bedano *et al.*, 2006).

Con esta premisa y bajo el entendido que no se conoce la oribatofauna del estado de Michoacán, se planeó mediante el presente estudio: conocer la diversidad de ácaros oribátidos en suelos naturales de bosque de pino – encino y cultivo de aguacate. Entender el impacto que genera el cambio de uso del suelo en la riqueza y abundancia de las especies. Comprender la variación estacional y las correlaciones de las especies con las variables edafoclimáticas y proponer su posible uso como bioindicadores, tal como lo propone (Behan-Pelletier, 1999).

1.2 MATERIALES Y MÉTODOS

1.2.1 Ubicación

La presente propuesta de investigación se realizó en dos sistemas productivos de aguacate hass (*Persea americana* Var. Hass) (orgánico y convencional) y un área no perturbada (bosque de pinos *Pinus* spp. y encinos *Quercus* spp.). Los sitios de muestreo se ubican en los municipios de Uruapan y San Juan Nuevo Parangaricutiro, pertenecientes al estado de Michoacán, México (Figura 1).

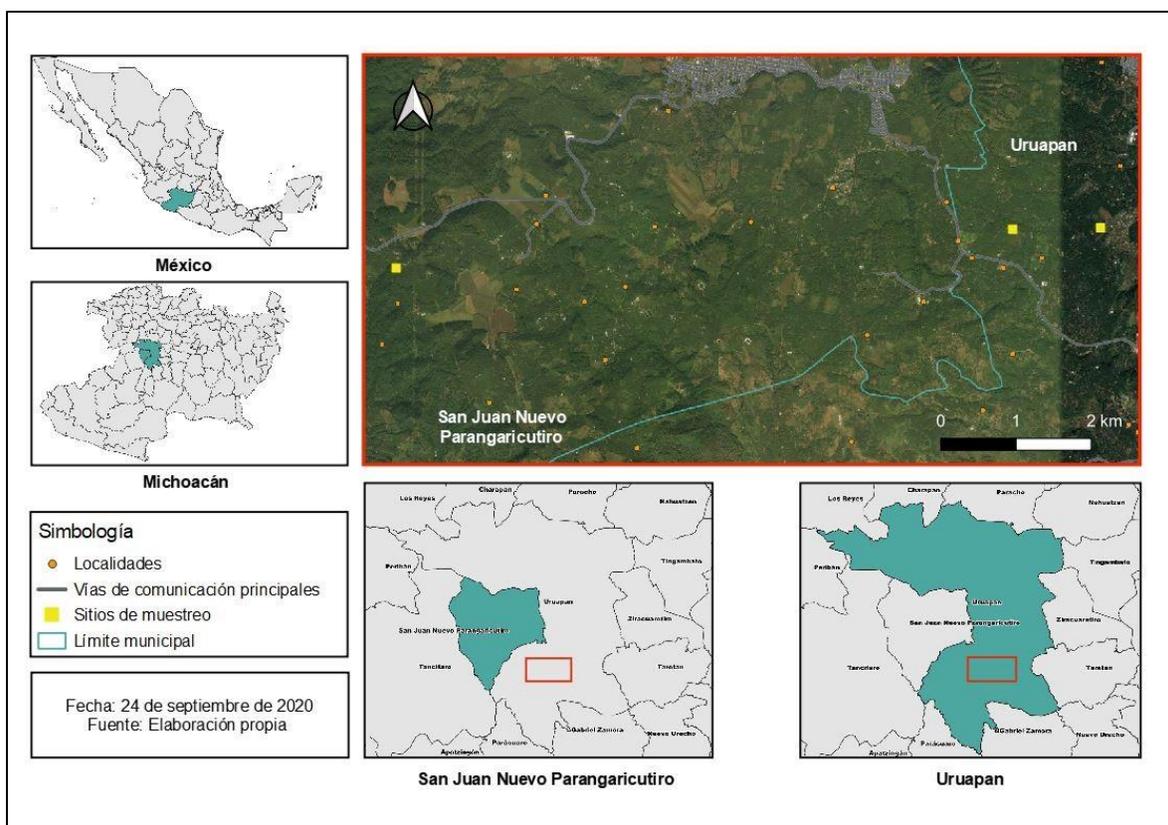


Figura 1. Localización de los sitios de muestreo en el estado de Michoacán, México.

1.2.2 Sitios de muestreo

Las muestras se recolectaron en dos sistemas productivos de aguacate Hass (*Persea americana* Var. Hass) una bajo un manejo agronómico orgánico y otra convencional, también, se muestreó en un área de conservación, compuesta principalmente por árboles de pino *Pinus* spp. y encino *Quercus* spp. Con los tres ecosistemas se establece un gradiente de perturbación antropogénico de las propiedades del suelo, donde el área de conservación presenta un bajo-nulo nivel de perturbación del suelo, el cultivo de aguacate orgánico un nivel bajo-medio y el cultivo convencional medio-alto.

El área de conservación (BPE), es un área de aproximadamente 189 hectáreas de árboles de pino *Pinus* spp. y encino *Quercus* spp., esta se encuentra ubicada en la carretera Uruapan-El Copetiro, en el municipio de San Juan Nuevo Parangaricutiro, a 400 metros de la entrada al rancho Los Lobos. El lugar se sitúa a 2160 msnm y presenta una pendiente del 49 %; los suelos son de origen volcánico (andosoles) y cuentan con una capa de hojarasca de entre 5-10 cm, constituida principalmente por acículas de pino, hojas de encino, otros arbustos y maleza, estos últimos en menor proporción. Las áreas productoras de aguacate, se localizan contiguas al poblado de Tanaxuri, en el municipio de Uruapan. El huerto “La Puerta Verde” (AO) contiene una superficie aproximada de 2,26 ha productivas de aguacate orgánico, se encuentra a 1683 msnm, tiene 1% de pendiente, los suelos son andosoles; la finca cuenta con certificación FAIR TRADE (Id: 1149260), presenta una cobertura escasa de hojarasca de aguacate y algunas malezas de porte bajo, sin embargo, el sitio presentaba múltiples zonas con erosión hídrica. Durante los muestreos se presencié la colocación de composta como fertilizante y el uso de agroquímicos permitidos para la agricultura orgánica. El huerto “El Ranchito 1” (AC) cuenta con 1.42 ha de producción convencional de aguacate, se sitúa a 1752 msnm, presenta una pendiente de 8%; al igual que el huerto anterior los suelos son andosoles, cuentan con una densa cobertura viva de malezas de porte bajo, principalmente *Galinsoga parviflora*, *Botoncillo*, *Rumex* sp., *Cyperus* spp., *Digitaria* sp. y Asteraceae (Tabla 1), cabe aclarar que durante todo el muestreo no se evidenció la aplicación de agroquímicos, ni corte de la maleza.

Cuadro 1. Ubicación de los sitios de muestreo.

Sitio	Abreviatura	Latitud	longitud	Altitud	Municipio
Bosque de pino y encino	BPE	19°23'27.8"N	102°10'30.8"W	2160	San Juan Nuevo Parangaricutiro
Aguacate orgánico	AO	19°23'47.6"N	102°05'19.7"W	1683	Uruapan
Aguacate convencional	AC	19°23'47.2"N	102°05'58.1"W	1725	Uruapan

1.2.3 Toma de muestras de suelo

Se tomaron muestras de octubre 2019 a septiembre 2020, se recolectó mensualmente un kilogramo de suelo en 5 puntos de muestreo por cada ecosistema, esto con la ayuda de una

pala de jardinero y a una profundidad aproximada de 15 cm. Los muestreos se realizaron a dos metros de distancia del fuste del árbol, con el fin de evaluar el área de goteo, ya que es donde se realizan las principales prácticas de manejo del cultivo, de igual manera en el caso del área de conservación. En los sistemas productivos de aguacate se seleccionaron 5 plantas de aguacate y en el área de conservación se marcaron 4 árboles de pino y uno de encino, los puntos de muestreo se establecieron al menos a 5 metros de distancia de las orillas para evitar el efecto de borde (Figura 2 A), es imperante aclarar que no se tomaron muestras de hojarasca.



H



Figura 2. Metodología para la extracción y estudio de artrópodos edáficos. A: toma de muestras, B: preparación de la muestra en el embudo de Berlese-Tullgren, C: muestras procesadas, D: cuantificación y extracción en ácido láctico, E: montaje en preparaciones permanentes, F: sellado, G: identificación, H: Etiquetado y almacenamiento.

1.2.4 Extracción de la acarofauna e identificación

Las muestras extraídas en los tres ecosistemas fueron llevadas al laboratorio privado de la Dra. Edith Estrada Venegas para su procesamiento. Con la ayuda de un recipiente de 1L se tomó una fracción del suelo recolectado y se colocó en un embudo de Berlese-Tullgren por el lapso de dos semanas, la primera semana las muestras se procesaron a temperatura ambiente, permitiendo que los artrópodos vayan moviéndose a los estratos inferiores de la muestra, conforme progresa la desecación de la superficie, la segunda semana se colocó una bombilla de 40w, aproximadamente a 14 cm sobre el embudo, esto para agilizar la desecación y obligar a los artrópodos a caer en un recipiente con alcohol de 70° situado en la parte inferior del embudo, para su conservación y su posterior identificación (Figura 2 B-C).

Con la ayuda de un microscopio estereoscópico Carl Zeiss® Stemi DV4 los ácaros se cuantificaron y una fracción de estos fueron colocados en ácido láctico (para su aclarado), dos semanas después los ácaros fueron depositados en un vial con agua 12 horas antes del montaje, para extraer el ácido láctico y evitar daños en el montaje a posterior, los montajes (dorsal, ventral y lateral) se realizaron en Líquido de Hoyer, se dejaron secar por dos semanas a 60 °C y se sellaron con pintura de esmalte para su conservación permanente (Walter y Krantz, 2009), los montajes fueron etiquetados con los datos de colecta y dispuestos en cajas para su identificación. El material restante una vez cuantificado, fue dispuesto en viales con alcohol al 70 % para su etiquetado y almacenamiento para consultas posteriores (Figura 2 D-F).

La identificación se realizó con la ayuda de un microscopio compuesto Carl Zeiss® Axiostar Plus y un microscopio de contraste de fases Carl Zeiss®. Para la determinación de el orden y familia se utilizó el manual de Acarología (Krantz y Walter, 2009), para la identificación de géneros y especies se utilizaron diversas claves de diagnóstico principalmente las de (Balogh, 1972; Balogh y Balogh, 1988; Ermilov *et al.*, 2014, 2015; Niedbała, 2004; Subías y Balogh, 1989) (Figura 2 G-H). Se utilizó el orden filogenético propuesto por (Norton y Behan-Pellelier, 2009) apoyado con el listado de (Subías, 2020).

1.2.5 Análisis de propiedades físico-químicas del suelo

Trimestralmente se extrajo un kilogramo de suelo, para la cuantificación de pH, conductividad eléctrica, salinidad, materia orgánica, nitrógeno y textura. Los análisis se realizaron en el laboratorio de nutrición vegetal del Colegio de Postgraduados.

1.2.6 Curvas de acumulación de especies

Los datos se procesaron mediante el programa Stimates (Colwell, 2016), de los resultados se extrajo el número de individuos y el estimador basado en la cobertura de abundancia (ACE en inglés). Las curvas se graficaron con el programa SigmaPlot versión 12.0.

El ajuste de la función estadística y el análisis de los resultados se realizó con el programa Statistical versión 10.0, se realizó una estimación no lineal y se usó el modelo $v_2 = (a * v_1) / (1 + (b * v_1))$ recomendado por (Jiménez-Valverde y Hortal, 2003), el método de ajuste utilizado fue: Simplex and Quasi-Newton. Con estos resultados se obtuvieron el R^2 , los parámetros de función a y b, con dichos valores se calculó:

Pendiente final de la curva (*PFC*):

$$PFC = a / (1 + b * n)^2$$

Donde:

N= número final de ind. /m²

Proporción de especies registradas (*PER*):

$$PER = \left((E_{obs} / \left(\frac{a}{b} \right)) \right) * 100$$

Donde:

E_{obs} = especies totales observadas por sitio

Esfuerzo de muestreo requeridos para registrar el 95% de las especies ($N_{0.95}$)

$$N_{95} = 0.95 / (b * (1 - 0.95))$$

1.2.7 Índices de biodiversidad

Con el propósito de medir la diversidad alfa y beta en los tres ecosistemas, se calcularon los índices de Simpson, Shannon, Pielou y Whyttaker.

Índice de Simpson

El índice de (Simpson, 1949) mide la probabilidad de encontrar dos individuos de la misma especie en dos extracciones al azar, este índice se ve influenciado por la importancia de las especies dominantes. Los valores fluctúan entre 0 (baja dominancia) y 1 (alta dominancia), se calcula mediante la siguiente ecuación

$$Si D = 1 - \sum_{i=1}^S P_i^2$$

Donde:

P_i = abundancia proporcional de la i ésima especie; se refiere a la posibilidad de que un individuo de la especie i esté presente en la muestra, quedando entonces la sumatoria de P_i igual a 1.

$$P_i = \frac{n_i}{N}$$

Donde:

n_i = número de individuos de la especie i

N = número total de individuos para todas las S especies en la comunidad

Índice de Shannon

El índice de (Shannon y Weaver, 1949) enuncia la similitud de los valores de importancia a través de todas las especies de la muestra, cuantifica el nivel promedio de la incertidumbre en predecir a qué especie pertenece un individuo escogido al azar en una muestra. Los valores de este índice van desde 0.5 cuando la muestra presenta solo una especie y 5 cuando todas las especies S estén representadas por el similar número de individuos n_i , lo que significa que el ecosistema tendrá una distribución de abundancias en equidad, los valores normales de biodiversidad varían entre 2-3 y se calcula mediante la ecuación:

$$H' = - \sum_{i=1}^S (P_i \times \log_2 P_i)$$

Donde

P_i = abundancia proporcional de la i ésima especie

Índice de Pielou

El índice de (Pielou, 1969) evalúa la proporción de la biodiversidad observada con relación a la máxima diversidad esperada; los valores van de 0 (ausencia de uniformidad) a 1 (todas las especies son abundantes en igual proporción) y se calcula con la ecuación:

$$J' = \frac{H'}{\log_2 S}$$

Donde

H' = índice de Shannon

$\log_2 S$ = diversidad máxima (H'_{max}) se obtendría mediante la ecuación:

$$H'_{max} = -S \left(\frac{1}{S} \times \log_2 \frac{1}{S} \right) = \log_2 S$$

Índice de Whittaker

El índice de (Whittaker, 1972) se basa en los datos de presencia y ausencia de las especies; es el índice más usado para medir el reemplazo entre comunidades. Whittaker describe la diversidad Gamma cómo la integración de las diversidades Beta y Alfa, por lo que Beta puede calcularse cómo la relación entre Gamma y Alfa (Magurran, 1988).

$$B_w = \frac{S}{\alpha - 1}$$

Donde:

S= número total de especies presentes en las muestras de los sitios comparados

α = número promedio de especies en las muestras

1.2.8 Correlación de variables

Análisis de Componentes Principales (ACP)

El ACP es una técnica de reducción de dimensión. Mediante la combinación lineal de variables permite encontrar índices (componentes principales, CP) con la máxima varianza. Estos CP no sólo maximizan la varianza, sino que también garantizan la falta de correlación entre ellas (i.e. cada CP aporta nueva información para el entendimiento de los patrones de variabilidad). Las variables usadas deben ser cuantitativas (numéricas). Los gráficos Biplot (Gabriel, 1971) usualmente acompañan los resultados del ACP, ya que permiten graficar, en un plano óptimo para el estudio de variabilidad, las observaciones y las variables de manera simultánea. En este trabajo las variables utilizadas fueron la suma de las abundancias mensuales registradas en un año y las observaciones fueron los tres ambientes de interés.

El ACP se aplicó dos veces, una con las abundancias de las especies identificadas. A partir de este ajuste se seleccionaron las variables más informativas a partir de los coeficientes de proyección (autovalores). Especies que mostraron iguales puntos de proyección fueron representadas por una sola de ellas. De esta manera quedó seleccionado un grupo de 24 especies. Sobre este conjunto de variables más reducido se ajustó un segundo ACP, que es el presentado en los resultados.

Análisis de Conglomerados

El análisis de conglomerados es una combinación de algoritmos matemáticos que tienen por objeto la búsqueda de grupos similares. En el análisis de conglomerados no se conoce a priori el grupo de pertenencia de las entidades a agrupar. Cuando se realizan agrupamientos de casos (ambientes) se busca clasificar a los objetos en grupos lo más homogéneos posible en base a todas las variables (especies) involucradas. El método calcula primero una matriz de distancias, en este caso para el agrupamiento de ambientes se obtiene una matriz de interdistancias de dimensión 3x3 y para el agrupamiento de variables una matriz de dimensión 24 x 24 dado que se utilizaron las especies seleccionadas a partir del ACP. La métrica de distancia utilizada para obtener las matrices fue la Distancia de Gower, dado que funciona bien en variables numéricas de tipo discretas (Gower, 1985). Sobre la matriz de distancia obtenida se aplica el algoritmo de conglomeración. Este algoritmo define la distancia entre dos grupos o conglomerados como el promedio de todas las distancias de pares entre elementos de un grupo y elementos del otro grupo. Los resultados del agrupamiento se visualizan en un dendrograma y se informa el coeficiente de correlación cofenético que mide la correlación entre las interdistancias en el dendrograma y las interdistancias en la matriz de distancia sobre la que se aplicó el procedimiento. Existen numerosos algoritmos de agrupamiento disponibles, en este caso se aplicó el encadenamiento promedio (UPGMA) que fue el que mejor coeficiente de correlación cofenética mostró.

Regresión por Mínimos Cuadrados Parciales (PLS)

PLS (del inglés, Partial Least Squares) es una técnica que generaliza y combina el ACP y el análisis de Regresión Lineal. Es particularmente útil cuando se desea predecir un conjunto de variables dependientes, en este caso las abundancias de especies, a partir de un conjunto de variables predictoras (variables ambientales de clima y suelo). El PLS se aplica cuando existen más predictoras que observaciones, en este caso las observaciones están representadas por los tres ambientes y además las variables predictoras pueden estar correlacionadas entre ellas, correlación entre variables ambientales.

La selección de variables de clima y suelo se realizó mediante el coeficiente de correlación de Pearson, si dos variables tenían correlación lineal estadísticamente significativa se

seleccionó una sola de ellas para el PLS. En el caso de las abundancias se seleccionaron las especies en función de las correlaciones entre especies dentro de los grupos formados por el análisis de conglomerados.

EL análisis de PLS se ajustó con 15 especies (del grupo 1: Da, Sc, Tv y Pc; del grupo 2: Spr, Ra, Hk, Ce y Or y del Grupo 3: Rm, Spu, Rc, Pba, Al y Emp), 4 variables de suelo (CO: Carbono Orgánico; N, pH y DR: Densidad Real) y 2 variables de clima (TM y pp).

Cuadro 2. Valores medios anuales de variables de suelo y clima incluidas en el análisis de PLS

Ambiente	pH	CO (%)	N (%)	DR (g/cm³)	TM (°C)	pp (mm)
AC	7,1	4,4	0,27	2,11	19,3	102,1
AO	7,3	5,8	0,30	2,06	19,3	102,1
BPE	6,6	4,6	0,20	2,04	15,3	125,0

1.2.9 Datos climáticos

Todos los datos climáticos (temperatura media, mínima, máxima y precipitación) se obtuvieron gracias al apoyo de APEAM de las estaciones más cercanas a los puntos de muestreo.

1.2.10 Ilustración de las especies

Las fotografías se tomaron con la ayuda de una cámara Canon Rebel T6®, adaptada a un microscopio compuesto Carl Zeiss® Axiostar Plus, mediante un adaptador AmScope NDPL-2 (2x). El proceso de renderizado se realizó con el programa Helicon Focus 7®, usando principalmente el método C (pirámide). La edición final de las imágenes se realizó con el programa GIMP versión 2.10.20.

1.3 RESULTADOS

1.3.1 Riqueza específica y abundancia relativa de artrópodos edáficos

De octubre 2019 a septiembre 2020, se colectó un total de 19,760 artrópodos edáficos equivalente a 196,760 individuos/m². El huerto de aguacate orgánico mostró el mayor número de individuos (95,150 ind/m²), seguido del huerto de aguacate convencional (74,300 ind/m²) y terminando con el bosque de pino y encino (27,310 ind/ m²).

El suborden Prostigmata fue el grupo con mayor abundancia durante el año de muestreo, el aguacate orgánico presentó la mayor cantidad de individuos (60,550 ind/ m²), seguido del aguacate convencional (36,810 ind/ m²), culminando de forma contrastante con el bosque de pino y encino (4,170 ind/ m²). Posterior a este grupo se ubica la cohorte Astigmatina, con mayor abundancia en el aguacate convencional (20,740 ind/ m²) y aguacate orgánico (16,650 ind/ m²). El Suborden Oribatida (sin Astigmatina) presentó mayor abundancia en el bosque de pino y encino (12,870 ind/ m²) y en menor proporción en el aguacate convencional (4,440 ind/ m²). Los colémbolos fueron más cuantiosos en el aguacate convencional (6,990 ind/ m²) y más escasos en el aguacate orgánico (1,930 ind/ m²). En el bosque de pino y encino se encontró el mayor número de otros artrópodos; principalmente hemípteros, proturos y larvas de coleópteros (4,390 ind/ m²), Finalmente, el Orden Mesostigmata presento los valores más altos en el aguacate convencional (1,740 ind/ m²) (Figura 3; anexo 1).

1.3.2 Especies de ácaros oribátidos encontradas en los tres ecosistemas

Durante los doce meses de muestreo, se encontraron 24 superfamilias, 26 familias, 42 géneros y 70 especies, todas las especies representan nuevos registros para el estado de Michoacán y 30 para el país (anexo 2). En el bosque de pino y encino se colectó el 88.6% de las especies (62), en el aguacate convencional 35.7% (25) y en el aguacate orgánico 24.3% (17). Entre los tres ecosistemas se comparten 12 especies (Tabla 3). La familia Otocephidae gen 1 sp. 1 se presentó únicamente en el aguacate orgánico, por otra parte, *Scheloribates* (*Scheloribates*) *huancayensis* y *Galumna* sp. 1 se encontraron solamente en el aguacate convencional, las especies restantes solo se encontraron en el bosque de pino y encino (tabla 4).

Cuadro 3. Especies compartidas en los tres ecosistemas.

Familia	Especie
Epilohmanniidae	<i>Epilohmannia (Epilohmannia) minuta minuta</i>
Euphthiracaridae	<i>Euphthiracarus</i> sp. 1
	<i>Euphthiracarus (Euphthiracarus) vesciculus</i>
Oppiidae	<i>Ramusella (Insculptoppia) merimna</i>
	<i>Oppiella (Oppiella) nova</i>
	<i>Pseudoamerioppia barrancensis</i>
	<i>Pulchroppia</i> sp. 1
Tectocepheidae	<i>Tectocepheus velatus sarekensis</i>
Ceratozetidae	<i>Adoribatella</i> sp. 1
	<i>Ceratozetes</i> sp. 1
Scheloribatidae	<i>Scheloribates (Scheloribates) curvialatus</i>
Galumnidae	<i>Galumna (Galumna) agueroi</i>

Las especies más abundantes en el bosque de pino y encino fueron: *Galumna (Galumna) agueroi* (23%= 2,960 ind/m²), *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* (22.1%= 2,850 ind/m²), *Pseudoamerioppia barrancensis* (4.4%= 560 ind/m²), *Pergalumna (Pergalumna) melloi* (4%= 510 ind/m²), *Trichoribates (Viracochiella) tuberculatus* (3.5%= 450 ind/m²), *Scheloribates (Scheloribates) pallidulus* (3.3%= 430 ind/m²), *Pulchroppia* sp. 1 (3.1%= 400 ind/m²), *Lauritzenia, minimicoma* (3%= 380 ind/m²), *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* (2.5%= 320 ind/m²), *Scheloribates (Perscheloribates) sp. 1* (2.5%= 320 ind/m²), *Oppiella nova* (2.4%= 310 ind/m²), *Wallworkoppia cervifer* (2.3%= 300 ind/m²), *Eremobelba piffli* (2.2%= 280 ind/m²) y las especies restantes (21.9%= 2,800 ind/m² =48 spp.). En el cultivo de aguacate orgánico las especies que mostraron mayor abundancia fueron: *Tectocepheus velatus sarekensis* (45.6%= 4,850 ind/m²), *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* (25.5%= 2,710 ind/m²), *Protoribates (Protoribates) dentatus* (11.9%= 1,270 ind/m²), *Ceratozetes* sp. 1 (5.2%= 540 ind/m²), *Galumna (Galumna) agueroi* (4.4%= 470 ind/m²), *Protoribates (Protoribates) capucinus* (2.9%= 310 ind/m²), *(Oppiella) nova* (1.7%= 180 ind/m²), *Pseudoamerioppia barrancensis* (1%= 110 ind/m²) y otras especies (1.9%=190 ind/m²= 9 spp.). Por su parte, en el cultivo de aguacate convencional las especies que mostraron valores más cuantiosos fueron: *Tectocepheus velatus sarekensis* (38.1%= 1690 ind/m²), *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* (19.8%=

880 ind/ m²), *Protoribates (Protoribates) dentatus* (11.5%= 510 ind/m²), *Pseudoamerioppia barrancensis* (5.6%= 250 ind/ m²), *Scheloribates praeincisus acuticlava* (4.3%= 190 ind/ m²), *Oppiella nova* (4.1%= 180 ind/ ²), *Ramusella (Insculptoppia) merimna* (2.9%= 130 ind/m²), *Protoribates (Protoribates) capucinus* (2.7%= 120 ind/ m²), *Ramusella (Ramusella) sp. 1* (1.6%= 70 ind/m²), *Scheloribates (Scheloribates) huancayensis* (1.6%= 70 ind/m²) (Figura 4 A-C). En las zonas de cultivo de aguacate orgánico y convencional *Tectocephus velatus sarekensis*, *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* y *Protoribates (Protoribates) dentatus* se muestran cómo las especies más abundantes.

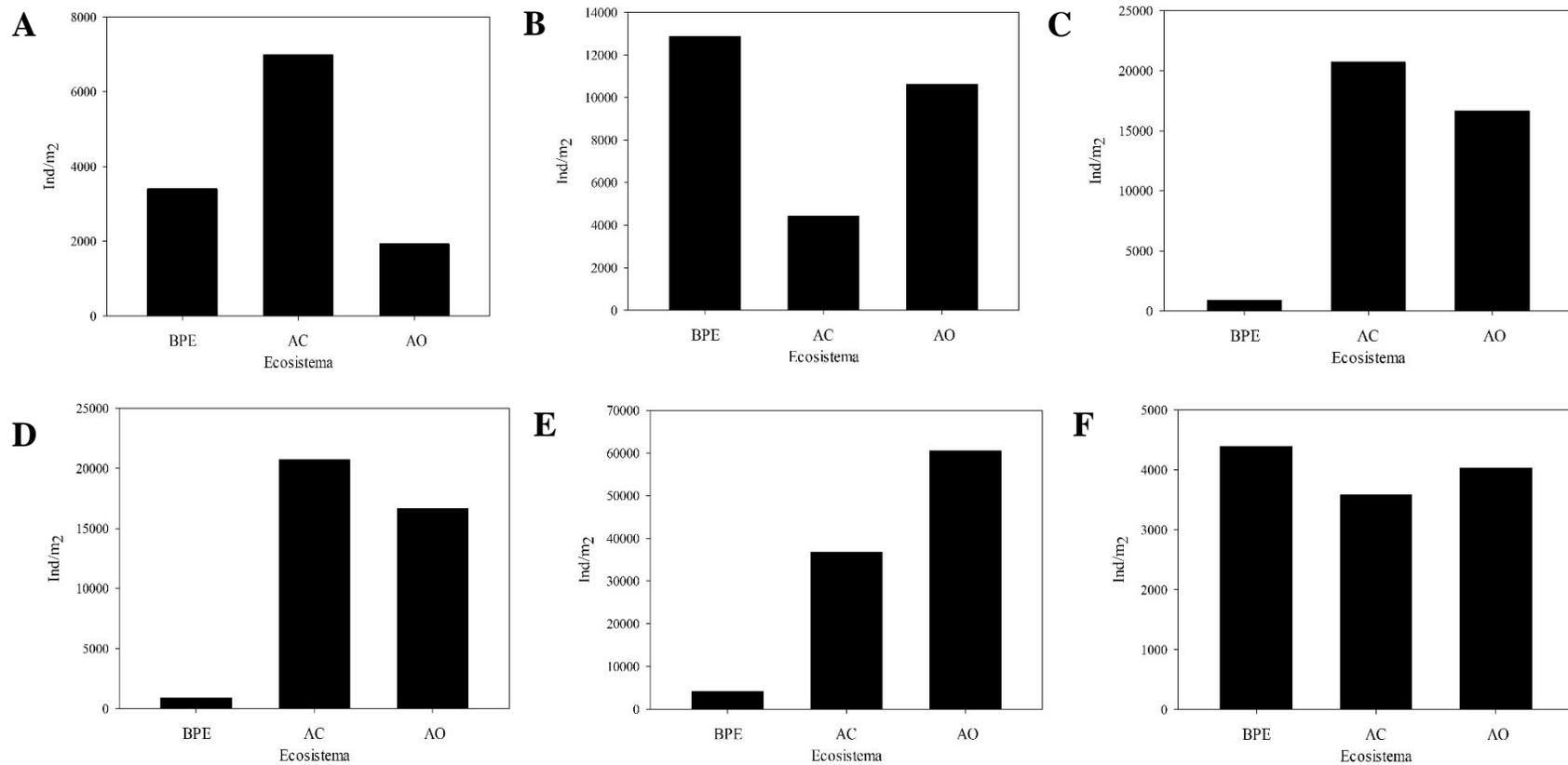


Figura 3. Artropodofauna edáfica (N/ ind. m²) durante un año de muestreo (2019-2020) en los tres ecosistemas. A: Collembola. B: Oribatida. C: Astigmatina. D: Mesostigmata. E: Prostigmata. F: Otros artrópodos*.

*Otros artrópodos corresponden a los grupos: Symphyla, Diplopoda (Julida), Chilopoda (Lithobiomorpha, Scolopendromorpha), Chilopoda (Geophilomorpha), Coleoptera adultos y larva (Staphylinidae, Tenebrionidae, Nitidulidae, Curculionidae), Protura, Diplura, Hemiptera (Pseudococcidae), Hymenoptera (Formicidae), Diptera, Lepidoptera, Psocoptera, Isopoda, Pseudoscorpionida, Araneae.

Cuadro 4. Ácaros oribátidos encontrados en los tres ecosistemas evaluados.

Familia	Género y especie	BPE	AO	AC
Mesoplophoridae Ewing, 1917	<i>Archoplophora rostralis</i> (Willmann, 1930) (<i>Phthiracarulus</i>)	X	-	-
	<i>Mesoplophora</i> (<i>Mesoplophora</i>) <i>cubana</i> Călugăr y Vasiliu, 1977	X	-	-
Epilohmanniidae Oudemans, 1923	<i>Epilohmannia</i> (<i>Epilohmannia</i>) <i>minuta minuta</i> Berlese, 1920	X	X	X
Oribotritiidae Balogh, 1943	Gen. 1 sp. 1	X	-	X
Euphthiracaridae Jacot, 1930	<i>Euphthiracarus</i> sp. 1	X	X	X
	<i>Euphthiracarus</i> (<i>Euphthiracarus</i>) <i>vesciculus</i> Niedbała, 2004	X	X	X
Phthiracaridae Perty, 1841	<i>Hoplophorella</i> sp. 1	X	-	-
	<i>Hoplophthiracarus</i> (<i>Hoplophthiracarus</i>) <i>kugohi</i> Aoki, 1959	X	-	X
Nothridae Berlese, 1896	<i>Nothrus anauniensis</i> Canestrini y Fanzago, 1877	X	-	-
	<i>Nothrus oblongus</i> Hammer, 1961	X	-	-
Plasmobatidae Grandjean, 1961	<i>Solenozetes carinatus</i> (Hammer, 1961) (<i>Plasmobates</i>)	X	-	-
Gymnodamaeidae Grandjean, 1954	<i>Jacotella ornata</i> (Balogh et Csiszár, 1963) (<i>Allodamaeus</i>)	X	-	-
Damaeidae Berlese, 1896	<i>Belba</i> sp. 1	X	-	-
	<i>Belbodamaeus</i> (<i>Lanibelba</i>) <i>palaciosi</i> (Iglesias et Guzmán, 2012) (<i>Epidamaeus</i>)	X	-	-
Cepheusidae Berlese, 1896	<i>Reticulocepheus reticulatus</i> (Sitnikova, 1979) (<i>Geocepheus</i>)	X	-	-
Gustaviidae Oudemans, 1900	<i>Gustavia</i> sp. 1	X	-	-
Damaeolidae Grandjean, 1965	<i>Fosseremus laciniatus</i> (Berlese, 1905) (<i>Dameosoma</i>)	X	-	-
Eremobelbidae Balogh, 1961	<i>Eremobelba piffl</i> Mahunka, 1985	X	-	-
	<i>Eremobelba zicsii</i> Balogh et Mahunka, 1969	X	-	-
Oppiidae Sellnick, 1937	<i>Globoppia</i> sp. 1	X	-	-
	<i>Ramusella</i> (<i>Ramusella</i>) sp. 1	-	-	X
	<i>Ramusella</i> (<i>Ramusella</i>) <i>chulumaniensis</i> (Hammer, 1958) (<i>Oppia</i>)	X	-	X
	<i>Ramusella</i> (<i>Insculptoppia</i>) <i>merimna</i> (Balogh et Mahunka, 1977) (<i>Oppia</i>)	X	X	X

	<i>Oppiella</i> sp. 1	X	-	-
	<i>(Oppiella) nova</i> (Oudemans, 1902) (<i>Eremaeus</i>)	X	X	X
	<i>Pseudoamerioppia barrancensis</i> (Hammer, 1961) (<i>Oppia</i>)	X	X	X
	<i>Pulchroppia</i> sp. 1	X	X	X
	<i>Arcoppia</i> sp. 1	X	-	-
	<i>Arcoppia dechambrierorum</i> (Mahunka, 1983) (<i>Oppia</i>)	X	-	-
	<i>Arcoppia serrulata</i> (Balogh et Mahunka, 1980) (<i>Oppia</i>)	X	-	-
	<i>Arcoppia tripartita</i> (Hammer, 1961) (<i>Oppia</i>)	X	-	-
	<i>Wallworkoppia cervifer</i> (Mahunka, 1983) (<i>Oppia</i>)	X	-	-
Suctobelbidae Jacot, 1938	Gen. 1 sp. 1	X	-	-
	<i>Allosuctobelba</i> Moritz, 1970 sp.1	X	-	-
	<i>Suctobelbella (Suctobelbella) pumila</i> Chinone, 2003	X	-	X
	<i>Suctobelbella (Suctobelbella) singularis</i> (Strenzke, 1950) (<i>Suctobelba</i>)	X	-	-
	<i>Suctobelbella (Flagrosuctobelba) aokii</i> Chinone, 2003	X	-	-
Rhynchoribatidae Balogh, 1961	<i>Rhynchoribates (Parhynchoribates) grandis</i> Hammer, 1961	X	-	-
Dampfiellidae Balogh, 1961	<i>Dampfiella</i> sp. 1	X	-	-
Otocepheidae Balogh 1961	Gen 1. sp. 1	-	X	-
Tectocepheidae Grandjean, 1954	<i>Tectocepheus velatus sarekensis</i> Trägårdh, 1910	X	X	X
Microzetidae Grandjean, 1936	<i>Acaroceras similis</i> Balogh, 1962	X	-	-
Achipteriidae Thor, 1929	<i>Anachipteria</i> sp 1.	X	-	-
Ceratokalummidae Balogh, 1970	<i>Cultrobates heterodactylus</i> Willmann, 1930	X	-	-
Ceratozetidae Jacot, 1925	<i>Adoribatella</i> sp. 1	X	X	X
	<i>Ceratozetes</i> sp. 1	X	X	X
	<i>Ceratozetes</i> sp. 2	-	-	X
	<i>Ceratozetes</i> sp. 3	X	-	X
	<i>Ceratozetes</i> sp. 4	X	-	-
	<i>Trichoribates (Viracochiella) tuberculatus</i> (Hammer, 1961)	X	-	-

Scheloribatidae Grandjean, 1933	<i>Scheloribates (Scheloribates) curvialatus</i> Hammer, 1961	X	X	X
	<i>Scheloribates (Scheloribates) elegans</i> Hammer, 1958	X	-	-
	<i>Scheloribates (Scheloribates) huancayensis</i> Hammer, 1961	-	-	X
	<i>Scheloribates (Scheloribates) pallidulus</i> (Koch, 1841) (Zetes)	X	-	-
	<i>Scheloribates praeincisus acuticlava</i> Pérez-Íñigo et Baggio, 1986	-	X	X
	<i>Scheloribates (Perscheloribates) sp. 1</i>	X	X	-
Protoribatidae Balogh et P. Balogh, 1984	<i>Protoribates (Protoribates) capucinus</i> Berlese, 1908	-	X	X
	<i>Protoribates (Protoribates) dentatus</i> (Berlese, 1883) (Oribata)	-	X	X
Haplozetidae Grandjean, 1936	<i>Lauritzenia minimicoma</i> (Beck, 1964) (Haplozetes)	X	-	-
Galumnidae Jacot 1925	<i>Allogalumna (Acrogalumna) longipluma</i> (Berlese, 1904) (Oribata elimata l.)	X	-	-
	<i>Galumna sp. 1</i>	-	-	X
	<i>Galumna (Galumna) agueroi</i> P. Balogh, 1997	X	X	X
	<i>Galumna egregia</i> Sellnick, 1923	X	-	X
	<i>Galumna (Galumna) pusilla</i> Sellnick, 1923	X	-	-
	<i>Pergalumna sp. 1</i>	X	-	-
	<i>Pergalumna (Pergalumna) melloi</i> Pérez-Íñigo et Baggio, 1986	X	-	-
	<i>Pergalumna (Pergalumna) boliviana</i> Ermilov, 2013	X	-	-
	<i>Pergalumna (Pergalumna) brasiliensis</i> (Sellnick, 1923) (Galumna)	X	-	-
	<i>Pergalumna (Pergalumna) ecuadorensis</i> Ermilov et Kalúz, 2012	X	-	-
	<i>Pergalumna (Pergalumna) magnipora magnipora</i> (Hammer, 1961)	X	-	-
TOTAL		62	17	25

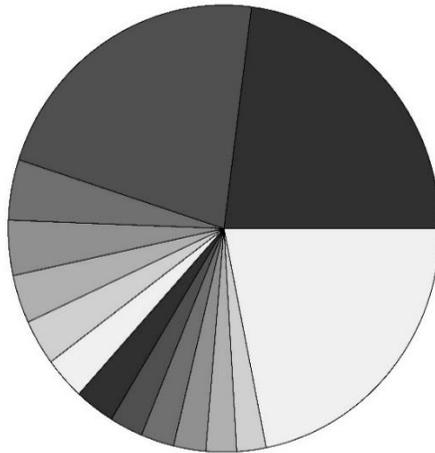
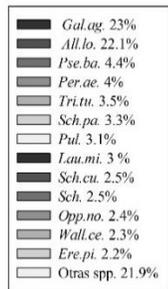
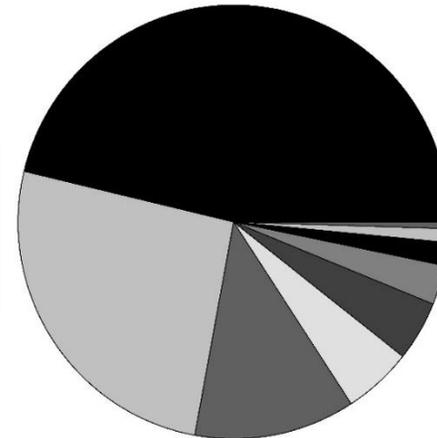
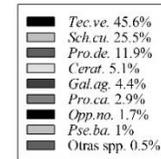
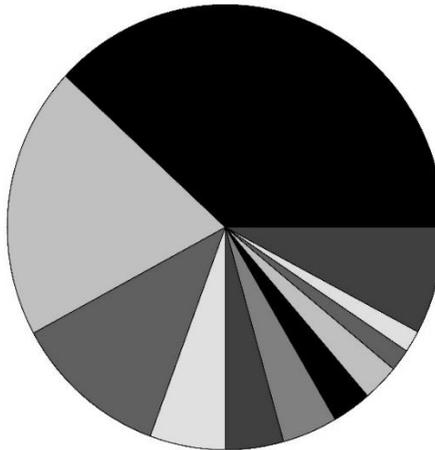
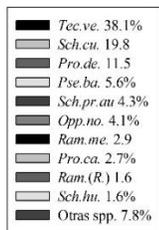
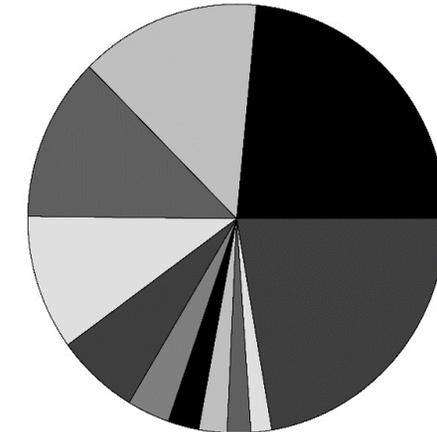
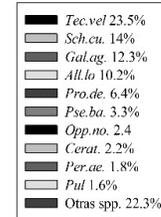
A**B****C****D**

Figura 4. Especies más abundantes por cada ecosistema: A. bosque de pino y encino, B. aguacate orgánico, C. aguacate convencional. D. especies más abundantes en el conteo final de los tres ecosistemas.

En el conteo total de los tres ecosistemas, las diez especies de mayor abundancia fueron: *Tectocepheus velatus sarekensis* (23.5%= 6,560 ind/ m²), *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* (14%= 3,910 ind/ m²), *Galumna (Galumna) agueroi* (12.3%= 3,450 ind/ m²), *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* (10.2%= 2,850 ind/ m²), *Protoribates (Protoribates) dentatus* (6.4%= 1,780 ind/ m²), *Pseudoamerioppia barrancensis* (3.3%= 920 ind/ m²), *Oppiella nova* (2.4%= 670 ind/ m²), *Ceratozetes* sp. 1 (2.2%= 610 ind/ m²), *Pergalumna (Pergalumna) melloi* (1.8%= 510 ind/ m²), *Pulchroppia* sp. 1 (1.6%= 450 ind/ m²). Las diez especies mencionadas representan el 77.7% de la abundancia total= 21,710 ind/ m², de estas, *Tectocepheus velatus sarekensis*, *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* y *Galumna (Galumna) agueroi* representan un 60%= 16,770 ind/ m², la abundancia de las especies restantes representa un 22.3%= 60 spp. = 6,230 ind/ m².

1.3.3 Variación estacional de los ácaros oribátidos

La temperatura media mensual solo mostró una variación considerable en los meses de diciembre, enero y febrero. Por otra parte, la precipitación presentó valores inferiores a los 63 mm mensuales desde octubre 2019 a mayo 2020, siendo totalmente escasa en los meses de diciembre, marzo, abril y mayo; de junio a septiembre los valores de precipitación se acrecientan, siendo septiembre el mes con mayor temporal (360 mm)

El bosque de pino y encino (BPE) presentó el mayor número de especies durante la mayoría de meses de muestreo (excepto febrero 2020), los valores más altos se evidenciaron en el mes de marzo (35 spp.), abril (25 spp.) y mayo (38 spp.) (Figura 5 A-B). De igual manera, se repite el patrón en relación a la abundancia para el mes de abril (4,510 ind/ m²) y mayo (5,450 ind/ m²), cabe mencionar que la abundancia de *Galumna (Galumna) agueroi* y *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* representa el 46.6% de la abundancia total del mes de abril y 32.7% del mes de mayo respectivamente (Figura 6 A-B). El cultivo de aguacate orgánico no mostró superioridad en el número de especies en ninguno de los meses de muestreo, no obstante, en el mes de marzo, junio y julio se evidenció el mayor número de individuos por metro cuadrado de los tres ecosistemas (2,600, 1,200 y 190 respectivamente), en estos meses *Tectocepheus velatus sarekensis* y *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* fueron las especies más representativas. En los meses con menor precipitación, *Tectocepheus velatus sarekensis* incrementó considerablemente sus valores, pasando de los 70 ind/ m² en

enero a 1,630 ind/ m² en marzo, 880 ind/ m² en abril y 2,010 ind/ m² en mayo, similar patrón se repite con *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* y *Protoribates (Protoribates) dentatus* (Figura 6 A-B). En el cultivo de aguacate convencional, si bien se muestra un menor número de especies que el bosque de pino y encino, presenta un patrón similar al de BPE, aumentando el número de especies en febrero y marzo, disminuyendo levemente en abril y presentando sus valores máximos en mayo (14 spp.). En el mes de marzo presentó el número de especies más alto (10 spp.) en comparación con el BPE y AO. De igual manera, muestra valores altos para el número de individuos por metros cuadrado en el mes de enero (290 ind/ m²) y febrero (210 ind/ m²); a diferencia del número de especies de febrero, en el mes de enero solo fue recolectado *Protoribates (Protoribates) dentatus* (Figura 5 A-B y 6 A-B).

Estos resultados muestran que *Galumna (Galumna) agueroi*, *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma*, *Tectocephus velatus sarekensis*, *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* y *Protoribates (Protoribates) dentatus* presentan una correlación positiva con la temperatura y negativa con la precipitación.

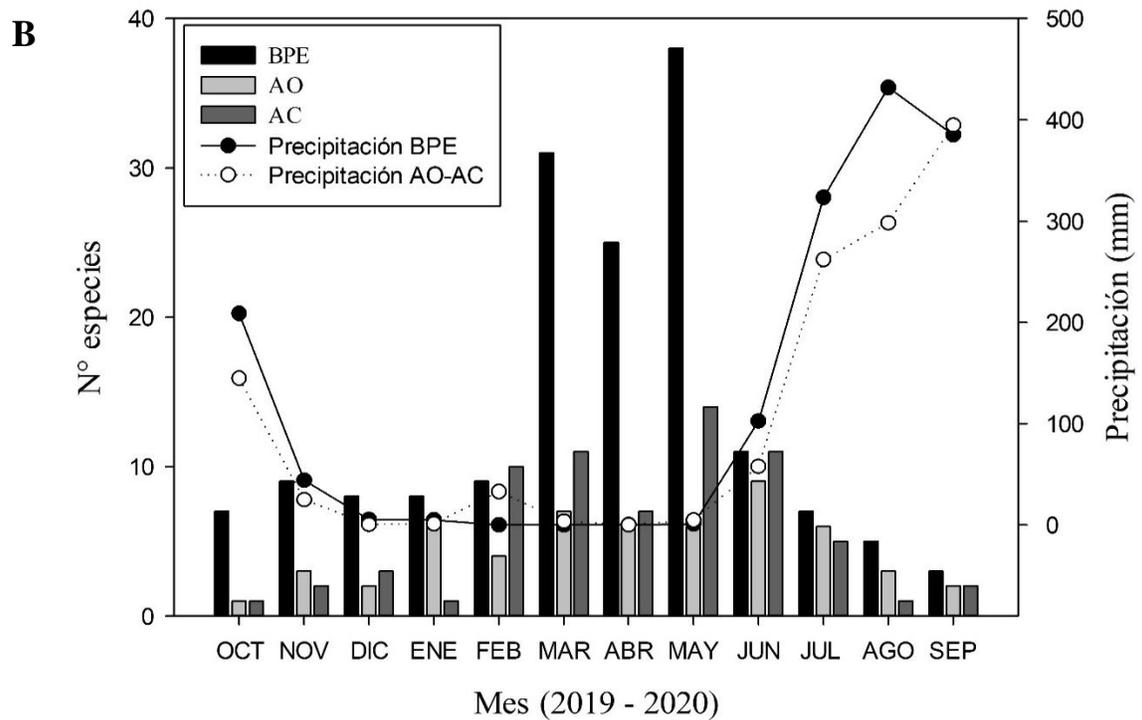
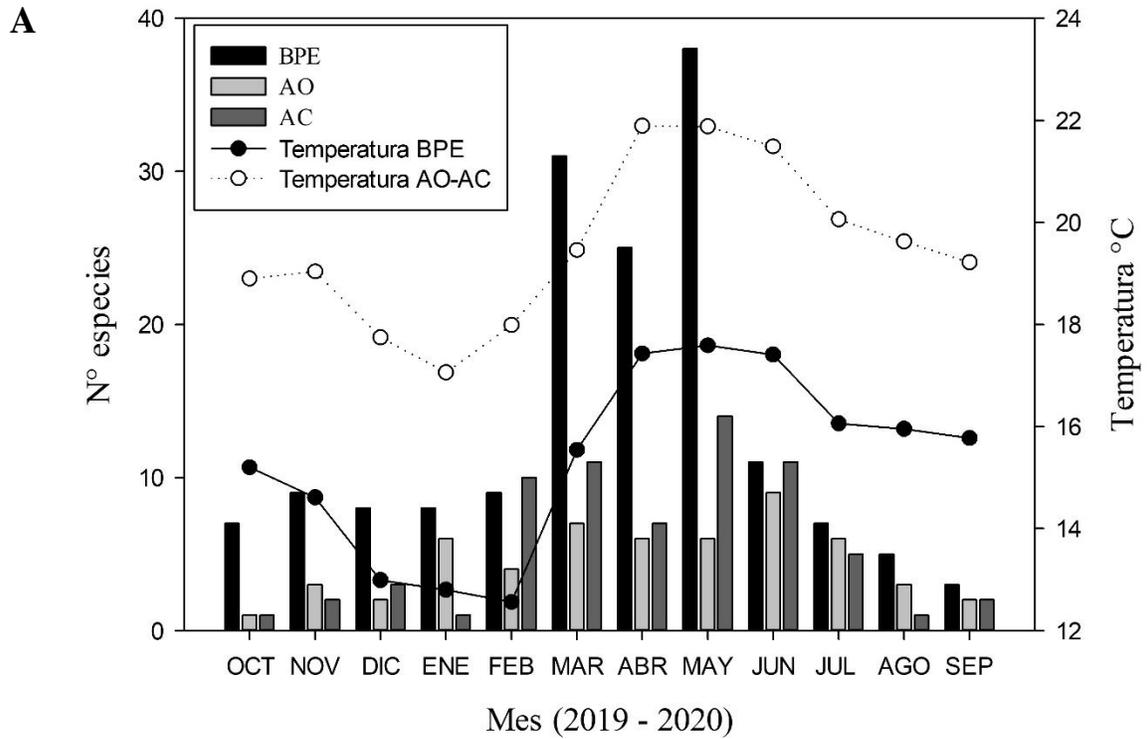


Figura 5. Número de especies por ecosistema durante los meses de muestro, A: curva de temperatura media mensual, B: curva de precipitación acumulada mensual.

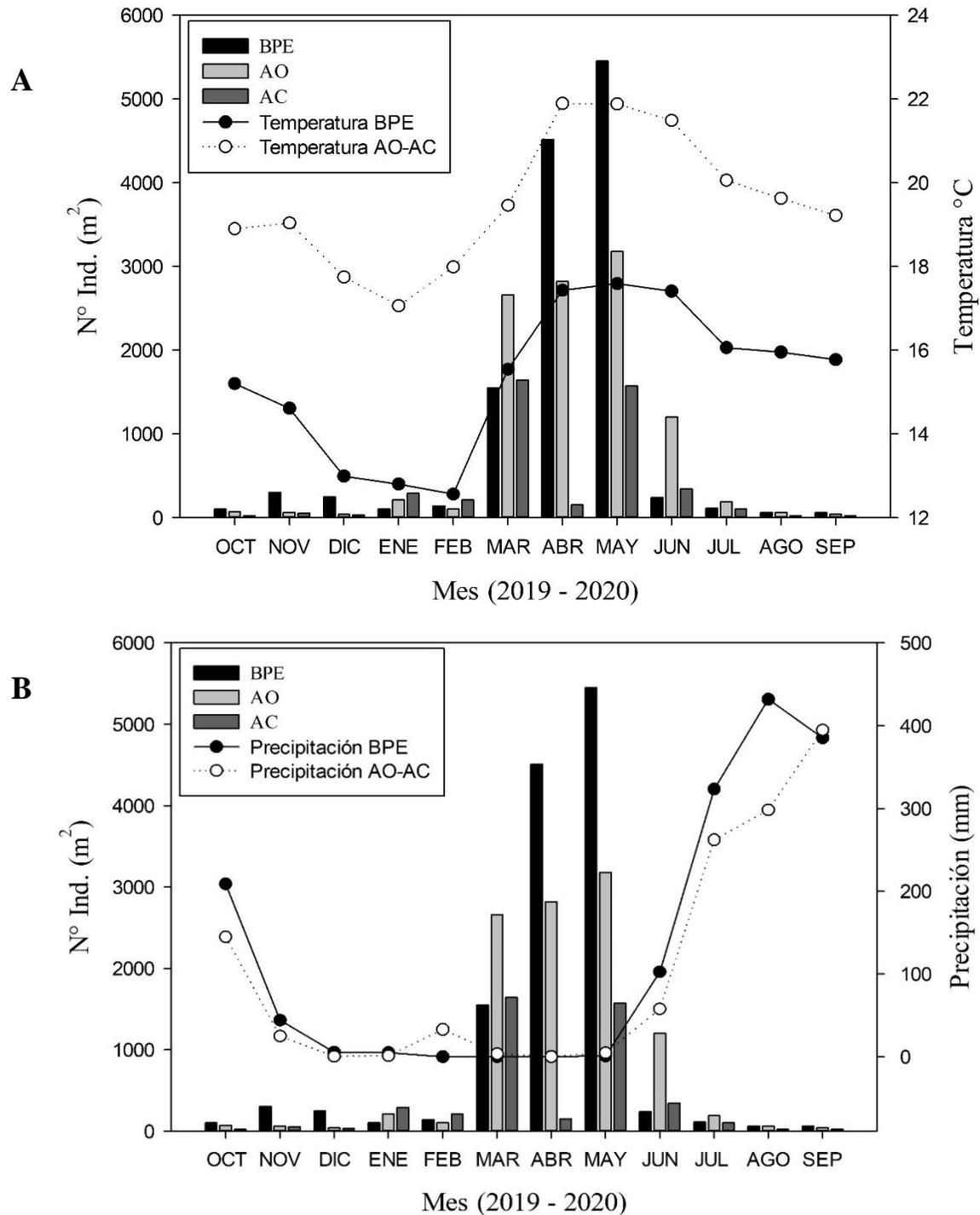


Figura 6. Número de individuos por ecosistema durante los meses de muestro, A: curva de temperatura media mensual, B: curva de precipitación acumulada mensual.

1.3.4 Curvas de acumulación de especies

En los gráficos de acumulación de especies, ninguna curva alcanza la asíntota (Figura 7 A-C), la curva del bosque de pino y encino sigue una tendencia de crecimiento hasta las 62

especies con un esfuerzo de muestreo de 12,870 ind/ m², para alcanzar lograr la asíntota se debería registrar otras 30 especies, de igual manera en el aguacate orgánico la curva crece hasta las 17 especies cuando el esfuerzo de muestreo es de 10,630 ind/ m², para alcanzar la asíntota se debe registrar 15 especies más, la curva del aguacate convencional tiende a aplanarse y es la que más se acerca a la asíntota, con un registro de 25 especies al alcanzar los 4,440 ind/ m², se necesita de 11 especies para llegar plenamente a la asíntota (tabla 5). La curva de mayor riqueza de especies fue la del bosque de pino y encino, en contraste, la curva del aguacate orgánico fue la de menor riqueza de especies (Figura 7 D).

La proporción final de las tres curvas fue menor al 0.01, esto nos manifiesta que se ha realizado un inventario bastante completo y muy fiable (Jiménez-Valverde y Hortal, 2003). En relación al porcentaje de especies registrado, en el bosque de pino y encino se registró el 67% de las especies probablemente presentes en el lugar y de intentar lograr el 95% de los registros de especies se ocuparía recolectar 118,750 ind/ m², lo cual es un esfuerzo de muestreo muy elevado y poco práctico. En el aguacate orgánico se recolectó el mayor porcentaje de especies (77%), mientras que en el aguacate convencional un 70%; para alcanzar el 95% de registros de especies, se deberían recolectar 65,068 y 38,000 ind/ m². El R² en los tres ecosistemas fue de 0.99, al ser un valor muy cercano a 1 indica que el modelo tiene un buen ajuste (tabla 5).

Cuadro 5. Parámetros evaluados para la construcción de las curvas de acumulación de especies en los tres ecosistemas.

Ecosistema	R ₂	Parámetros de la función		Asíntota	PFC*	PER**	N ₉₅ ***
		a	b				
BPE	0.999	0.01471	0.00016	92	0.0016	67	118,750
AO	0.998	0.006419	0.000292	22	0.0003	77	65,068
AC	0.998	0.01777	0.0005	36	0.0003	70	38,000

* Proporción final de la curva

** Proporción de especies registradas (%)

*** Esfuerzo de muestreo requeridos para registrar el 95% de las especies

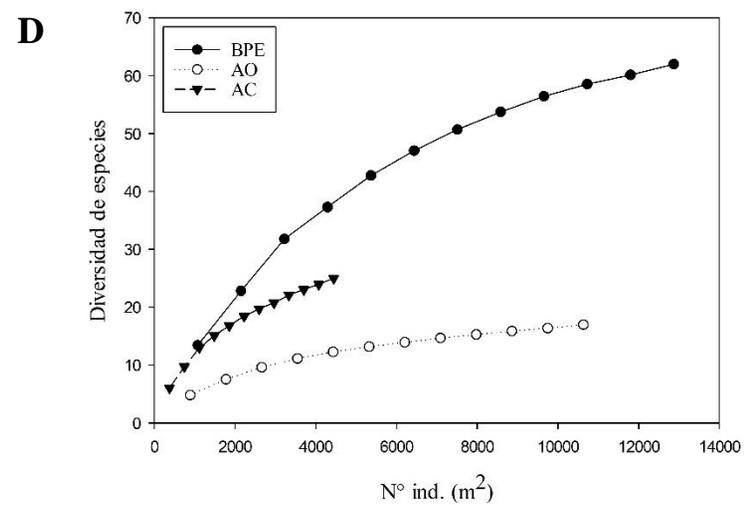
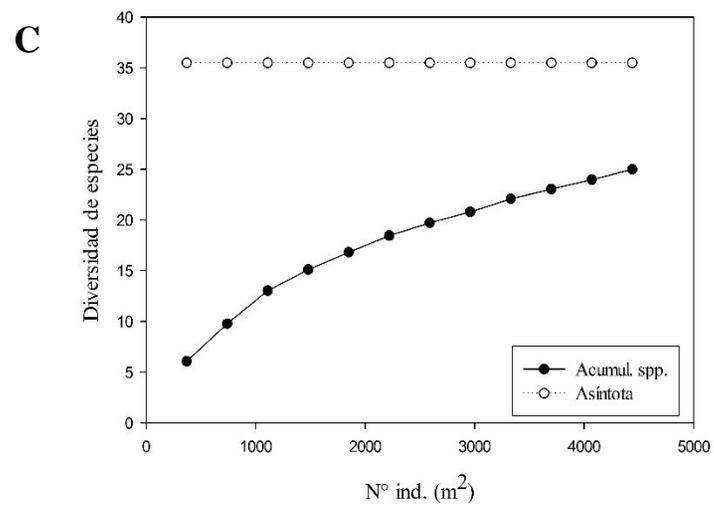
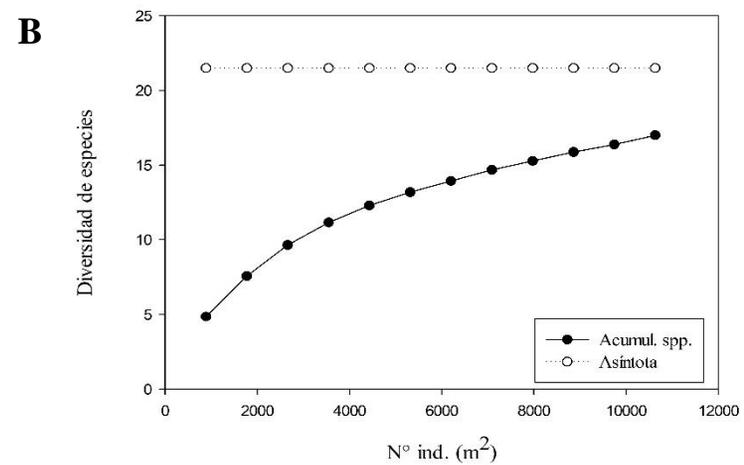
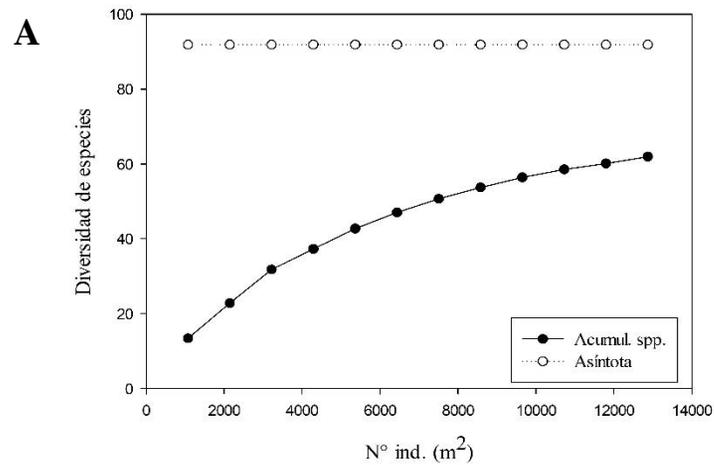


Figura 7. Curvas de acumulación de especies de los tres sitios de muestreo. A: bosque de pino y encino, B: aguacate orgánico, C: aguacate convencional, D: comparación de los tres sitios.

1.3.5 Índices de diversidad

Los índices de diversidad Simpson, Shannon y Pielou (Figura 8 A-C), muestran que en el bosque de pino y encino los datos presentaron mayor uniformidad. El índice de Simpson evidencia que el bosque de pino y encino es el sitio de mayor biodiversidad ($S_i D$: 0.79), seguido del aguacate convencional y orgánico cuyos valores no contrastan significativamente ($S_i D$: 0.63 y 0.60 respectivamente) ($p < 0.05$). Esto demuestra que en los ecosistemas agrícolas existen más especies dominantes que en el bosque; denotando el efecto de la perturbación del suelo en el desarrollo de especies oportunistas. Esto a su vez se compara con el índice de Shannon ya que presenta un patrón similar en sus valores, donde el bosque muestra la mayor diversidad (H : 2.69) y una diferencia significativa con los ecosistemas de producción de aguacate orgánico y convencional ($p < 0.05$), los cuales, si bien no presentan diferencias estadísticamente significativas ($p > 0.05$), numéricamente puede encontrarse una leve varianza (H : 1.09 y 1.19 respectivamente). En el bosque se observa una diversidad normal, mientras que en los sistemas de producción de aguacate muestran una diversidad baja, fruto de la antropización de estos ecosistemas.

El índice de Pielou en los tres ecosistemas presentan valores cercanos a uno (J : 0.85, 0.79, 0.79 en el bosque, aguacate orgánico y convencional respectivamente) y no varían significativamente entre sí ($p > 0.005$), esto muestra que en todos los ecosistemas estudiados las especies presentan cierta equidad en sus abundancias, sin embargo, es importante evidenciar el efecto de las estaciones en la variación de los valores, visto que en primavera los valores se acercan a cero, debido a que en este periodo especies como: *Galumna (Galumna) agueroi*, *Allogalumna (Acroalumna) longipluma*, *Tectocephus velatus sarekensis*, *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* y *Protoribates (Protoribates) dentatus*, son más abundantes.

La comparación del bosque de pino y encino con los dos ecosistemas de producción de aguacate mediante el índice de Whitaker, demuestra que la composición de especies de estos sitios es completamente diferente (B_w : 0.83, 0.95 para la comparación del bosque de pino con el aguacate orgánico y convencional respectivamente). En contraste, los dos ecosistemas de producción de aguacate son altamente idénticos en su composición de especies (B_w : 0.58).

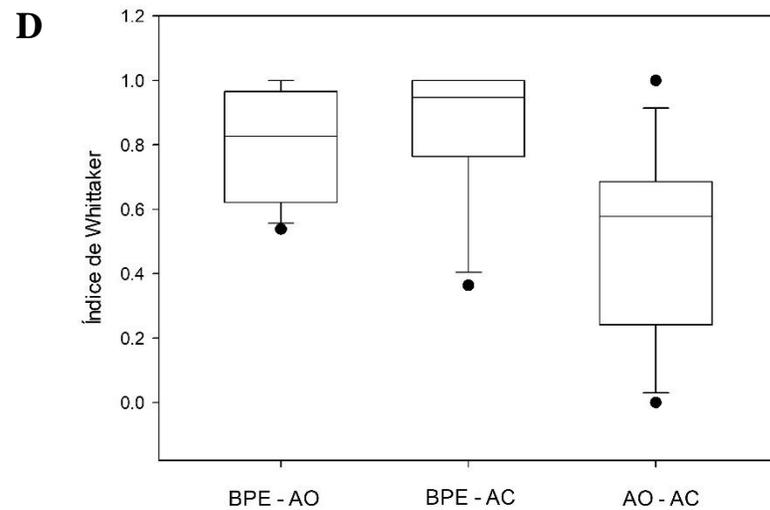
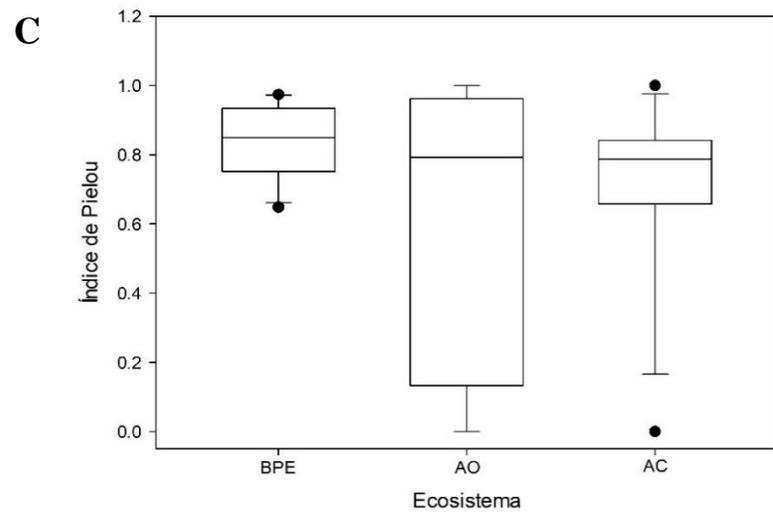
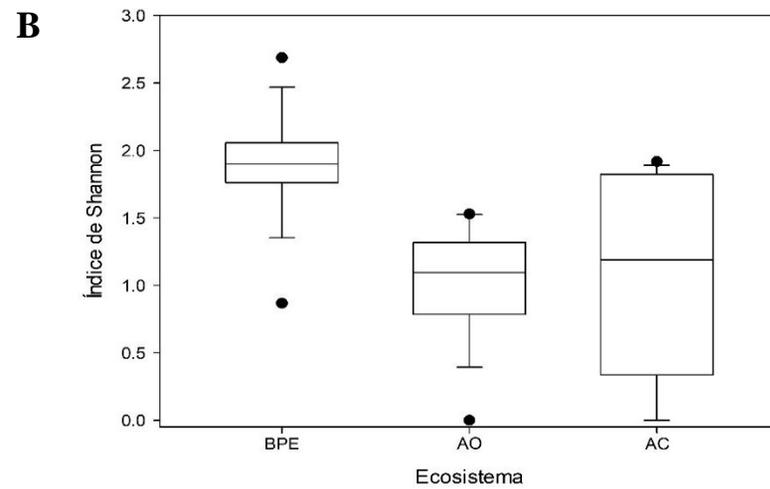
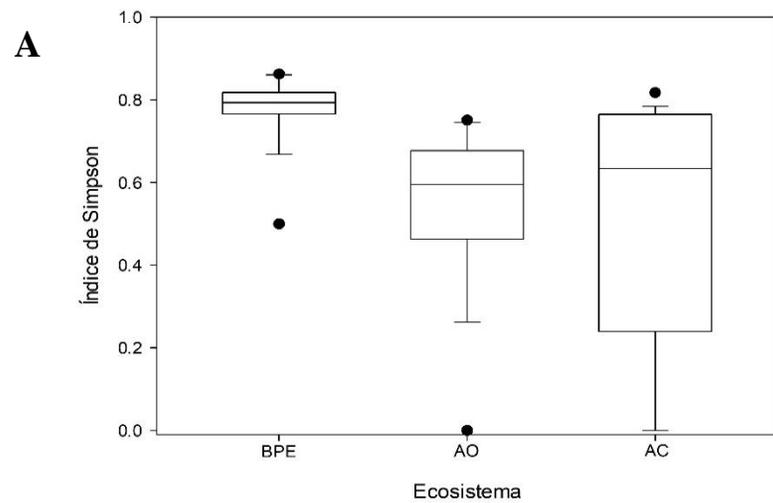


Figura 8. Índices de biodiversidad. A: Simpson (S_i $D=1-D$)*, B: Shannon (H)*, C: Pielou (J)** y D: Whittaker (B_w)*. * $P < 0.05$, ** $p > 0.05$, post tukey.

1.3.6 Análisis de componentes principales

Con el ACP resultante con la suma 24 especies a través del año y los ambientes, en el eje que grafica el primer componente principal (CP1) explica el 70,5% de la variabilidad multivariada observada en el conjunto de datos. Se observa una oposición en el tipo de especies que se asocian a cada ambiente (Figura 9).

Los ambientes BPE y AO muestran correlación negativa entre las especies observadas. *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma*, *Galumna (Galumna) agueroi* u *(Oppiella) nova (Oudemans, 1902) (Eremaeus)* se encuentran altamente en el BPE, mientras que en AO hay baja presencia o ausencia de estas. De igual manera en el AO hay más presencia de *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus*, *Scheloribates (Scheloribates) elegans*, *Protoribates (Protoribates) capucinus*, *Protoribates (Protoribates) dentatus* y *Tectocephus velatus sarekensis*. *Scheloribates praeincisus acuticlava*, *Ramusella (Ramusella) sp. 1* y *Hoplophthiracarus (Hoplophthiracarus) kugohi* se asociaron principalmente a el AC. Estos resultados separan claramente las especies relacionadas a ecosistemas naturales las cuales desaparecen con el cambio de uso del suelo y dan paso a especies oportunistas como las que se presentan en AC y AO.

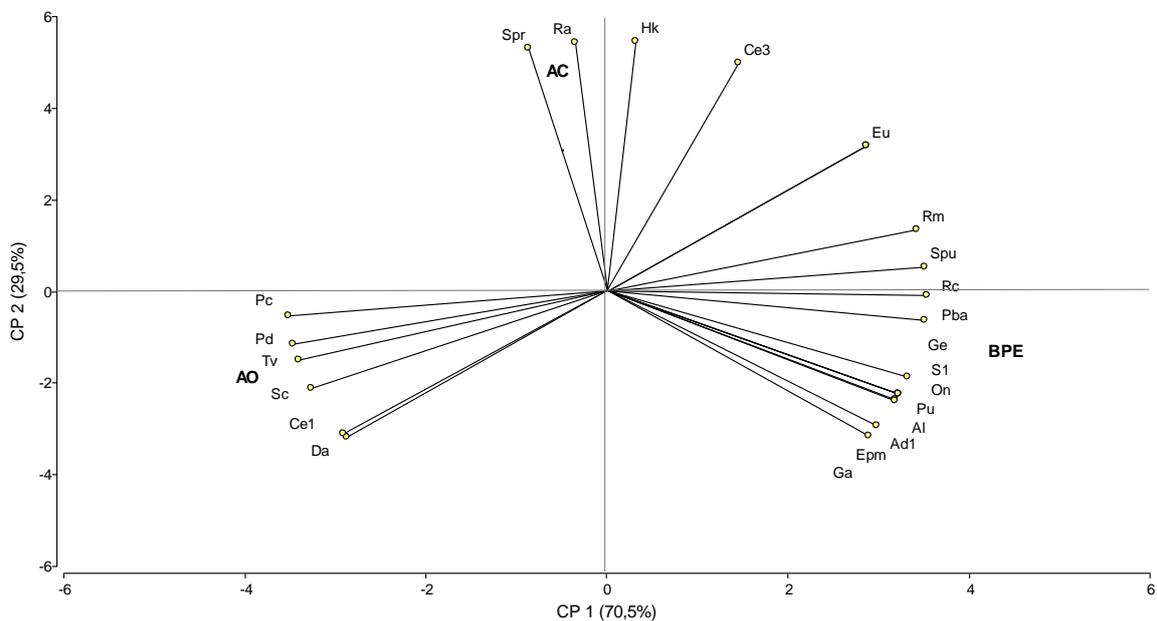


Figura 9. Biplot según el plano conformado por los dos componentes principales (CP1 y CP2). Las letras en negrilla representan los ecosistemas y los vectores las especies seleccionadas.

1.3.7 Análisis de conglomerados

El análisis de conglomerados basado en el método de UPGMA (figura 10), clasifica a los tres ecosistemas en dos grupos, el primer grupo formado por el bosque de pino y encino

y el segundo por los ecosistemas de producción de aguacate orgánico y convencional, estos últimos se agrupan por la similitud de sus especies.

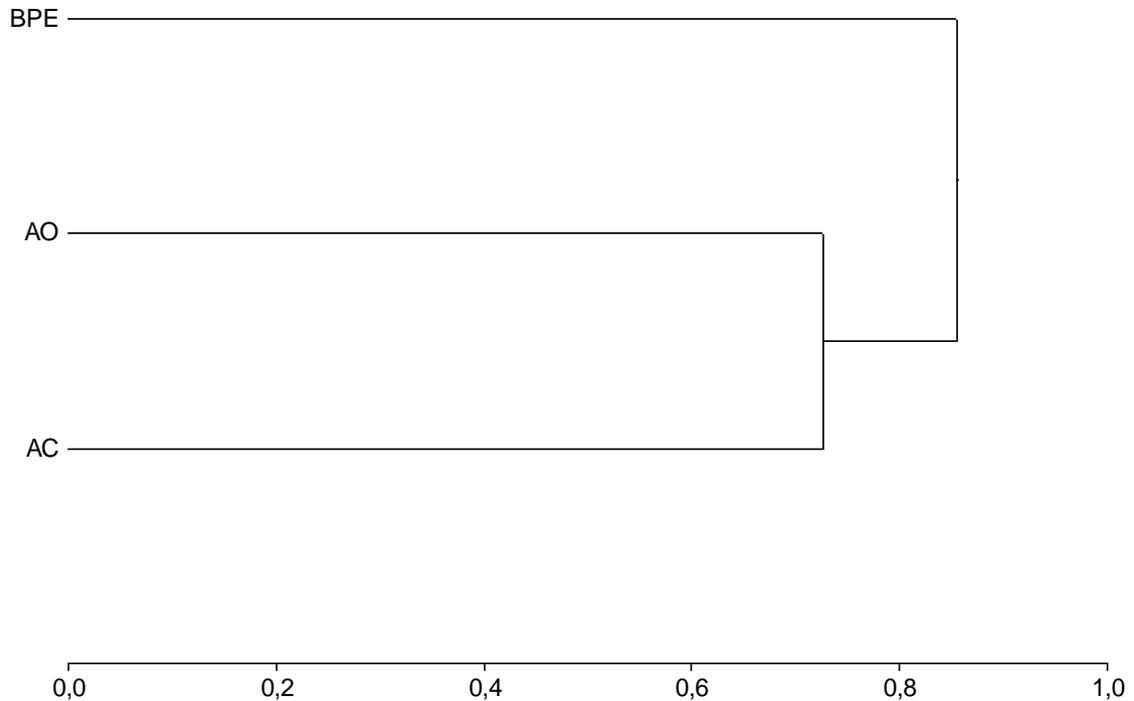


Figura 10. Dendrograma de los tres ecosistemas, agrupados por las especies seleccionadas por el ACP, obtenido por UPGMA y distancia de Gower (1-S) con coeficiente de correlación cofenética de 0.737.

En el Dendrograma de las especies seleccionadas por el ACP para los tres ecosistemas, se forman (distancia de 0.5) 4 grupos, los cuales concuerdan con los formados por el análisis de componentes principales: el grupo I es altamente abundante en el AO (72.7%) y está compuesto por dos subgrupos el primero corresponde a las especies más abundantes en este ecosistema *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* Hammer, 1961, *Protoribates (Protoribates) capucinus* Berlese, 1908, *Protoribates (Protoribates) dentatus* (Berlese, 1883) (*Oribata*), *Tectocepheus velatus sarekensis* Trägårdh, 1910, *Ceratozetes* sp.1, o que se presentan únicamente en este como *Otocepheidae* Gen 1 sp. 1. El grupo II lo conforman especies poco abundantes, pero altamente representativas en la abundancia anual del AC (76%) en comparación con los otros ecosistemas. En orden de abundancia de menor a mayor se posicionan: *Ceratozetes* sp. 3, *Hoplophthiracarus (Hoplophthiracarus) kugohi* Aoki, 1959, *Ramusella (Ramusella) sp. 1* y *Scheloribates praeincisus acuticlava* Pérez-Íñigo et Baggio, 1986. En el grupo III se encuentran

Euphthiracarus sp. 1 y Oribotritiidae (gen. 1 sp. 1) que se encuentran en el AC y BPE en similar abundancia. Finalmente, el grupo IV representa el BPE, este grupo es más diverso, con una abundancia intermedia y variable.

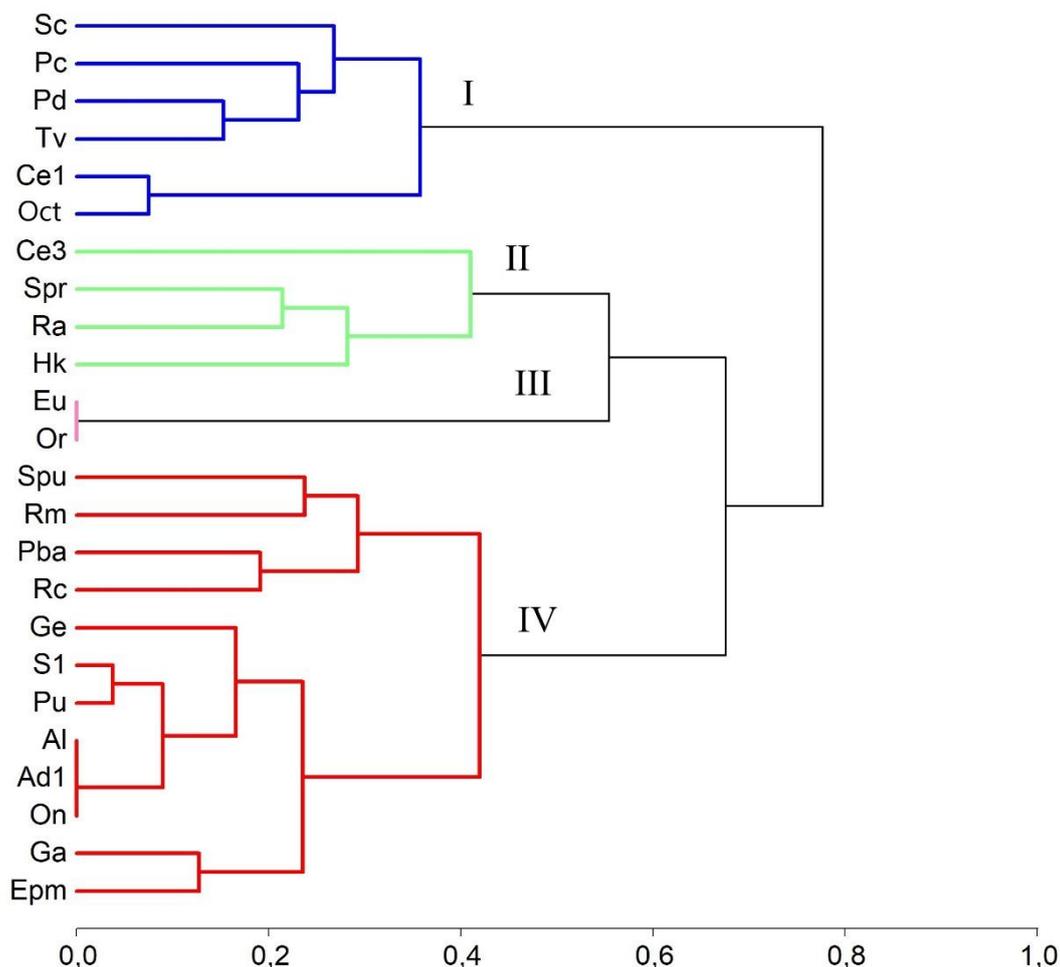


Figura 11. Dendrograma de las especies en los tres ecosistemas seleccionadas por el ACP, obtenido por UPGMA y distancia de Gower (1-S) con coeficiente de correlación cofenética de 0.958

1.3.8 Regresión por Mínimos Cuadrados Parciales

En el gráfico Triplot generado a partir del PLS se explica el 100 de la variabilidad (esto es porque se explican solamente 3 ambientes) (figura 11). El eje horizontal, es el que mayor porcentaje de variación explica (65,3%), permite diferenciar claramente a los ambientes que se asocian al cultivo de aguacate respecto del Bosque de Pino. Las especies quedaron agrupadas de la misma manera que las agrupó el Análisis de Conglomerados. Las especies del Grupo 1 se asociaron con el ambiente Aguacate Orgánico, altos valores en calidad de suelo como alto contenido de N (0,35%) y de C orgánico (5,84%). Las

especies del Grupo 2, permiten caracterizar al ambiente AC que se relaciona con suelos son altos valores de densidad real ($DR=2,11 \text{ g/cm}^3$). Ambos ambientes presentan mayores valores medios de temperatura media y pH que el ambiente BPE. Finalmente, las especies del Grupo 3, caracterizan al ambiente BPE junto con altos valores de precipitación respecto a los otros dos ambientes y bajos valores respecto al resto de las variables de clima y suelo incluidas. En la tabla 2 se presentan los valores medios de las variables de clima y suelo ingresadas en el análisis.

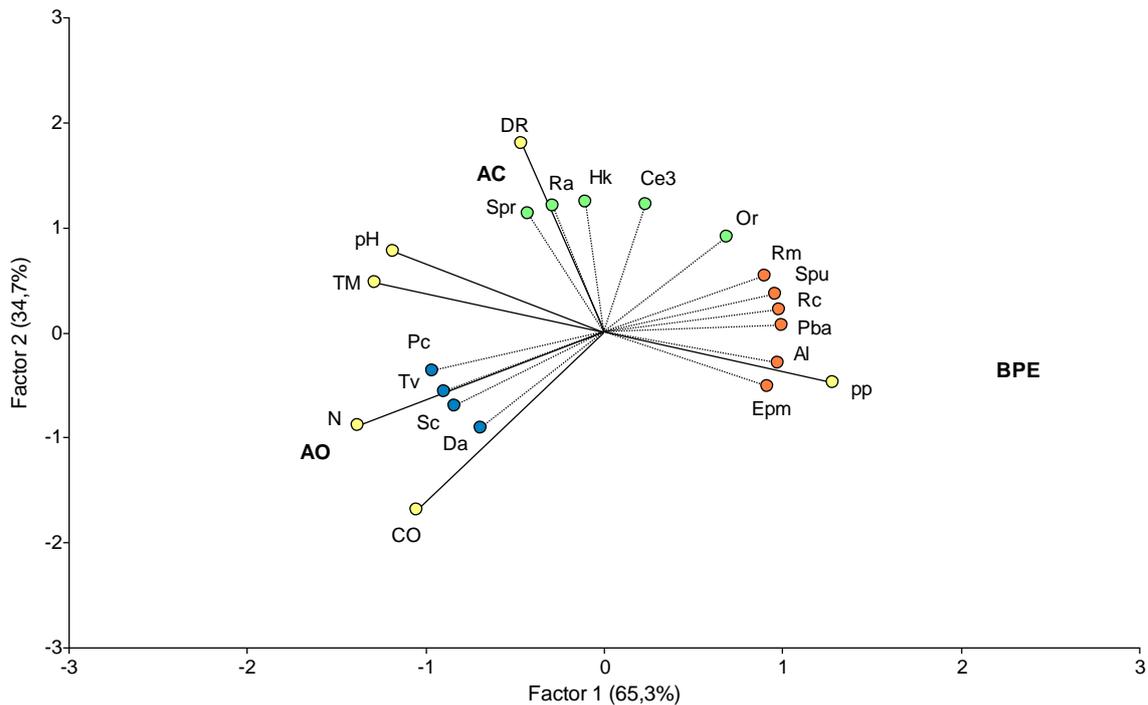


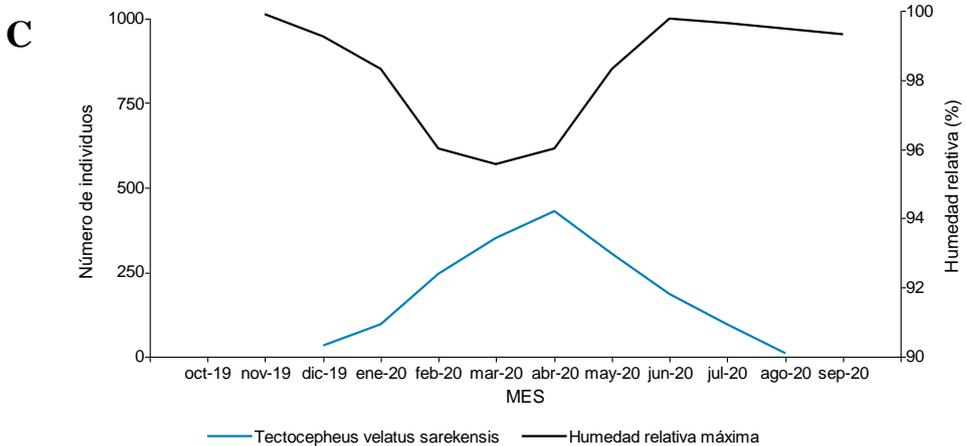
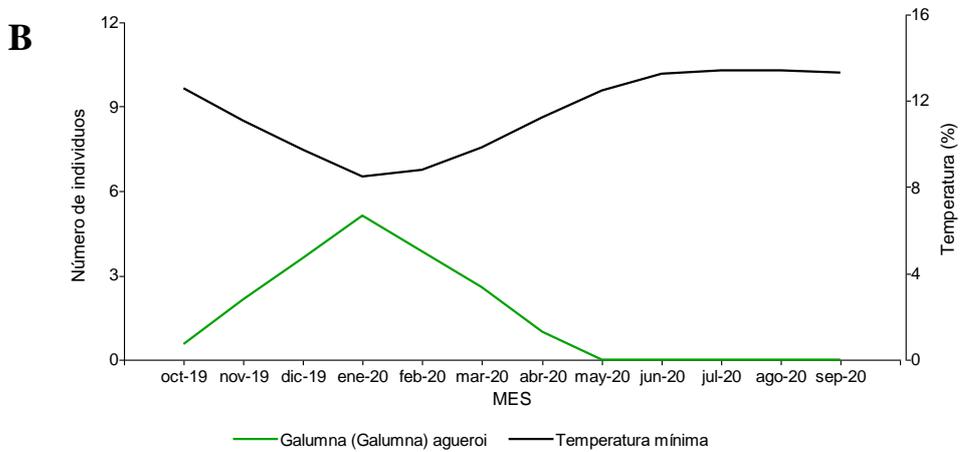
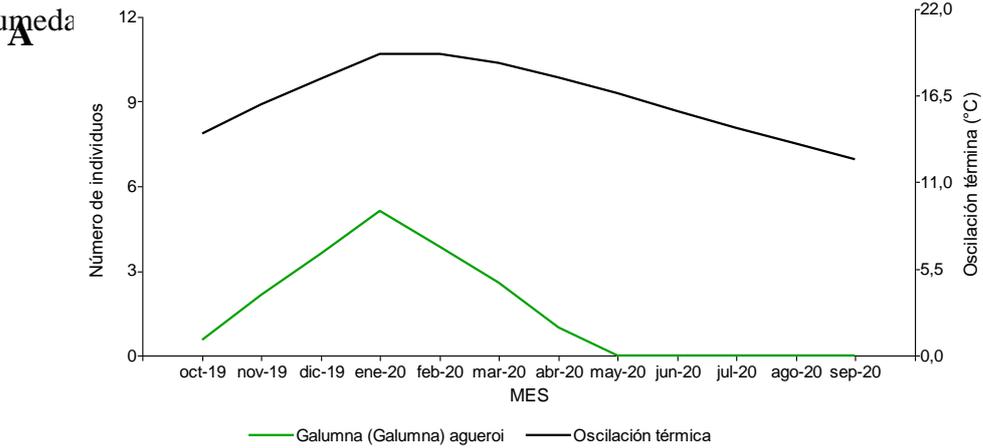
Figura 12. Tri-plot de la correlación entre las especies seleccionadas, propiedades físico químicas del suelo y variables climáticas (precipitación y temperatura).

1.3.9 Correlación entre especies de interés y las variables de suelo y clima para cada ambiente

Se detectó correlación estadísticamente significativa ($p < 0,10$) en el AC de *Galumna* (*Galumna*) *agueroi* con el pH del suelo, temperatura mínima y la oscilación térmica. *Tectocephus velatus sarekensis* y *Scheloribates* (*Scheloribates*) *curvialatus* se correlacionaron negativa y significativamente con la humedad relativa (figura 13 A-B). En el AO, las correlaciones estadísticamente significativas y positiva entre el número de individuos de *Tectocephus velatus sarekensis* y la oscilación térmica y negativa entre el número de individuos tanto de la especie *Scheloribates* (*Scheloribates*) *curvialatus* como *Protoribates* (*Protoribates*) *dentatus* con la humedad máxima (figura 14 A-C). Para el

ambiente BPE las correlaciones estadísticamente significativas se detectaron, para la especie *Tectocephus velatus sarekensis* con la precipitación, esta correlación se determinó positiva. El número de individuos registrados para *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* se correlacionó significativamente con temperatura media y temperatura máxima, de manera positiva y con las humedades media, máxima y mínima de manera negativa (anexo 3). Las especies *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* y *Galumna (Galumna) agueri* se correlacionaron negativa y significativamente con la

humeda



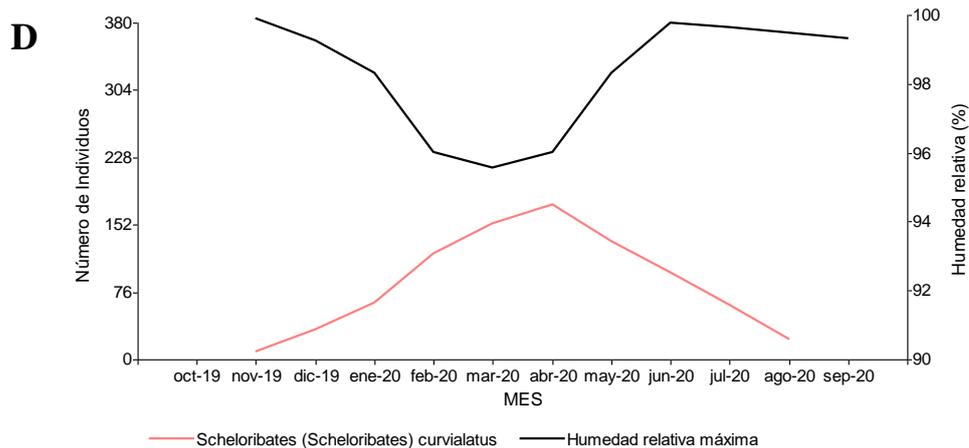
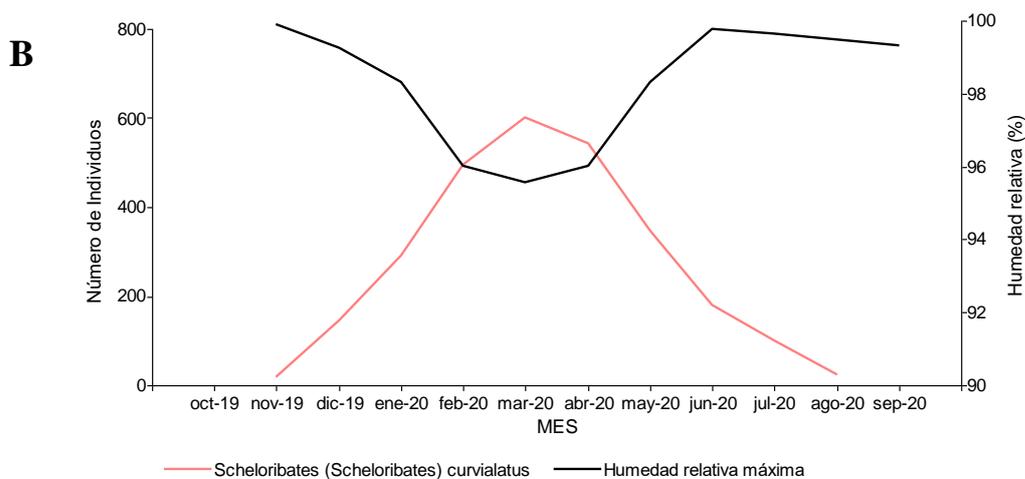
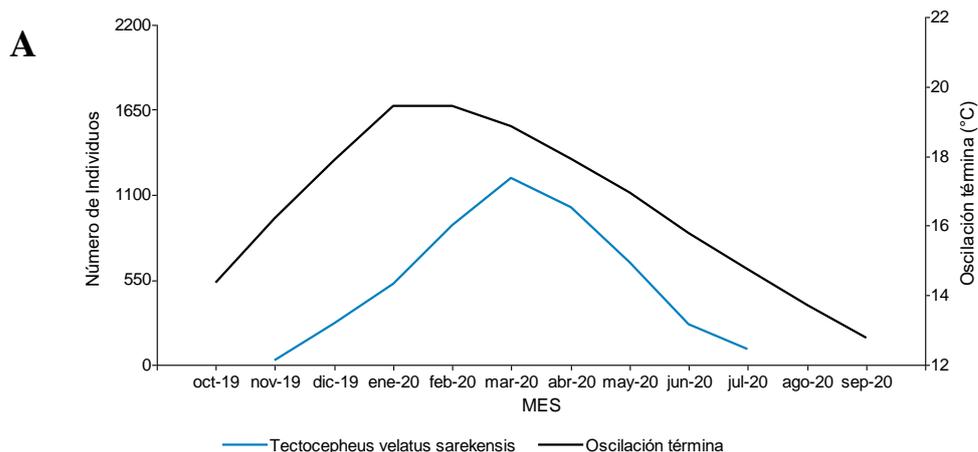


Figura 13. Relación mensual de variables de clima con el número de individuos registrados. A: número de individuos de *Galumna (Galumna) agueroi* con la temperatura mínima (izquierda, $r > 0$; $p < 0,10$) y B: con la oscilación térmica ($r < 0$; $p < 0,10$). C: relación mensual de la humedad mínima con el número de individuos de la especie *Tectocephus velatus sarekensis* (izquierda) y D: con la especie *Schelorbates (Schelorbates) curvialatus* para el ambiente AC. Correlación negativa ($r < 0$) y significativa ($p < 0,10$)



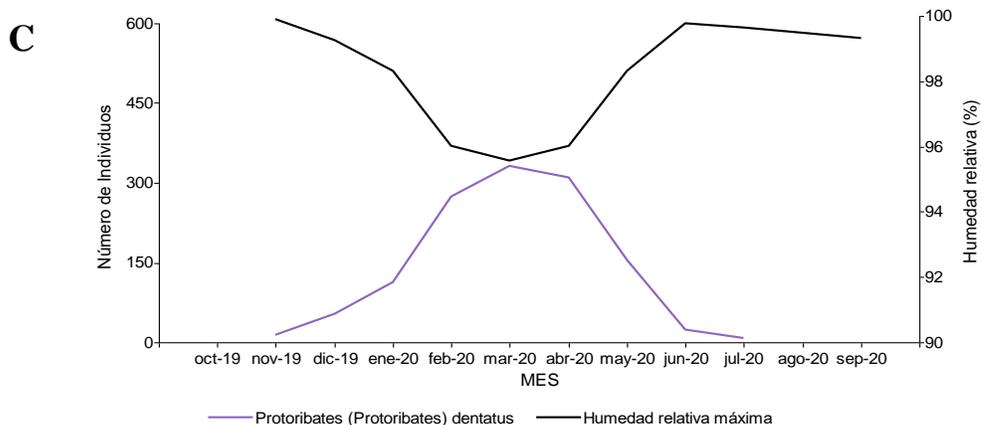


Figura 14. Relación mensual de variables de clima con el número de individuos registrados. A: número de individuos de *Tectocepheus velatus sarekensis* con la oscilación térmica (Correlación positiva ($r > 0$) y significativa ($p < 0,10$)). B: número de individuos de *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* con la humedad máxima. C: número de individuos de *Protoribates (Protoribates) dentatus* con la humedad máxima mensual para el ambiente AO. Correlación negativa ($r < 0$) y significativa ($p < 0,10$)

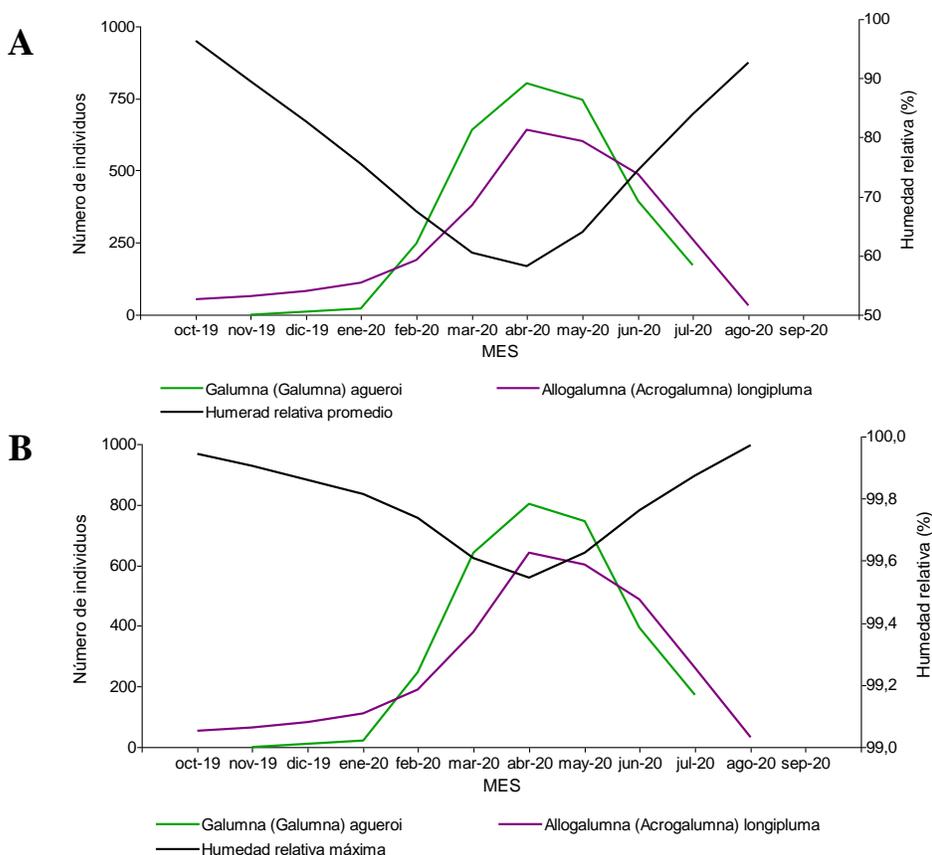


Figura 15. Número de individuos de la especie *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* y de *Galumna (Galumna) agueri* con la humedad relativa promedio, B: con la humedad relativa máxima para el ambiente BPE. Correlación negativa ($r < 0$) y significativa ($p < 0,10$).

1.3.10 Ácaros oribátidos presentes en los tres ecosistemas, sinonimias, distribución mundial actual, distribución en México, hábitat y características de diagnóstico

MESOPLOPHOROIDEA Ewing, 1917

MESOPLOPHORIDAE Ewing, 1918 (2 gen., 2 sp.)

Archoplophora rostralis (Willmann, 1930) (*Phthiracarulus*)

(=*Phthiracarulus laevis* Jacot, 1938)

(=*Archoplophora villosa* Aoki, 1980)

Distribución mundial actual Semicosmopolita: Holártica (Neártica: menos frecuente en el Sur, Paleártica oriental meridional y Cáucaso), Oriental, Norte de Neotropical y Etiópica (Madagascar)

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm. (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo en bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Rostrum puntiagudo, sensila gruesa, setiforme con espinas en la porción media distal, sedas interlamelares más grandes que las sedas lamelares y estas a su vez más grandes que las rostrales, ocho pares de sedas ventrales de dimensiones desiguales, sedas *c3* finas y dispuestas cerca del borde anterior (Liu, 2016; Niedbala, 2001).

Mesoplophora (Mesoplophora) cubana Călugăr y Vasiliu, 1977 (figura 16 A-B)

(=*Mesoplophora cubana pratensis* Scull, 1985)

Distribución mundial actual Neotropical (Cuba y Ecuador)

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo en bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Dos pares de sedas anales (figura 16 D), superficie del cuerpo punteada, sedas notogastrales relativamente largas y lisas, sensila setiforme cubierta por pequeñas espinas, las sedas interlamelares son más largas que el resto de sedas del prodorsum (figura 16 C). Notogaster con 8 pares de sedas cortas, lisas y flexibles, 6+1 sedas genitales relativamente largas (Niedbala, 2004).

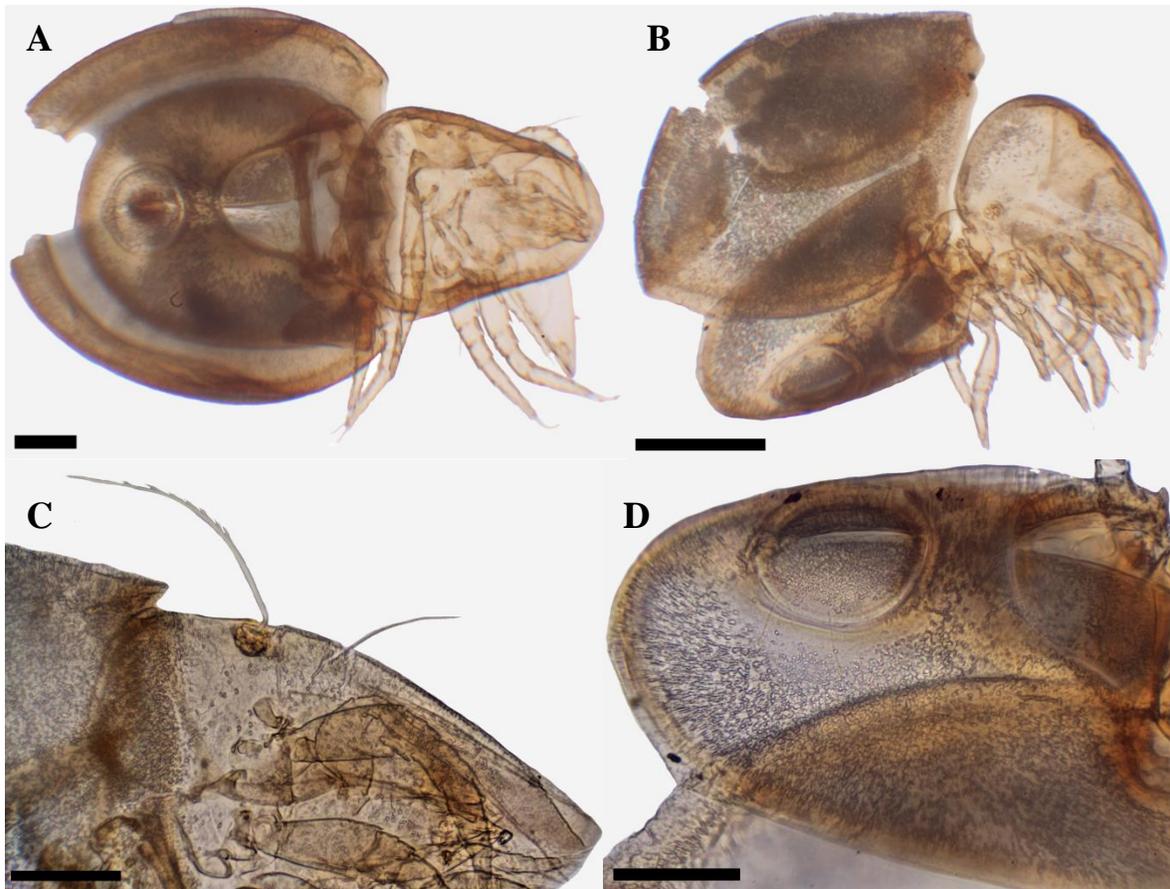


Figura 16. *Mesoplophora (Mesoplophora) cubana* Călugăr y Vasiliu, 1977. A: Vista ventral. B: Vista lateral. C: Prodorsum. D: Placa ventrianal. Escala 50 μ m.

EPILOHMANNIOIDEA Oudemans, 1923

EPILOHMANNIIDAE Oudemans, 1923 (1 gen., 1 sp.)

Epilohmannia (Epilohmannia) minuta minuta Berlese, 1920 (figura 17)

(=*Epilohmannia elongata* Banks, 1947)

(=*Epilohmannia pallida* Wallwork, 1962)

(=*Epilohmannia pallida americana* Balogh y Mahunka, 1981)

Distribución mundial actual Tropical (Etiópica, Oriental: India, y Neotropical) y U.S.A. centro oriental

Distribución en el territorio mexicano: Quintana Roo, Hidalgo, Oaxaca, Veracruz, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri,

Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725. (**Nuevo registro para el estado**)

Referencias: (M. Vázquez, 1999), (Iglesias *et al.*, 1999) (García, 2017), (Iglesias *et al.*, 2019), (Bernal *et al.*, 2009), (Villagomez *et al.*, 2019)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp., *Quercus* spp. y suelos agrícolas (cultivo de aguacate y café)

Características de diagnosis: Articulación dicoide, región anogenital de tipo esquizogástrico (placas genitales y anales separadas por una línea recta continua), ocho pares de sedas genitales arregladas en dos filas longitudinales (5+3) (figura 17 E). Sensila clavada e hinchada (figura 17 B), sedas notogastrales obtusas baciliformes, sedas c1 la mitad de largo que la distancia entre *d1-d1*, seta *d1* la mitad de largo que la distancia entre *d1* y *e1* (figura 17 C) (Balogh y Balogh, 1988).



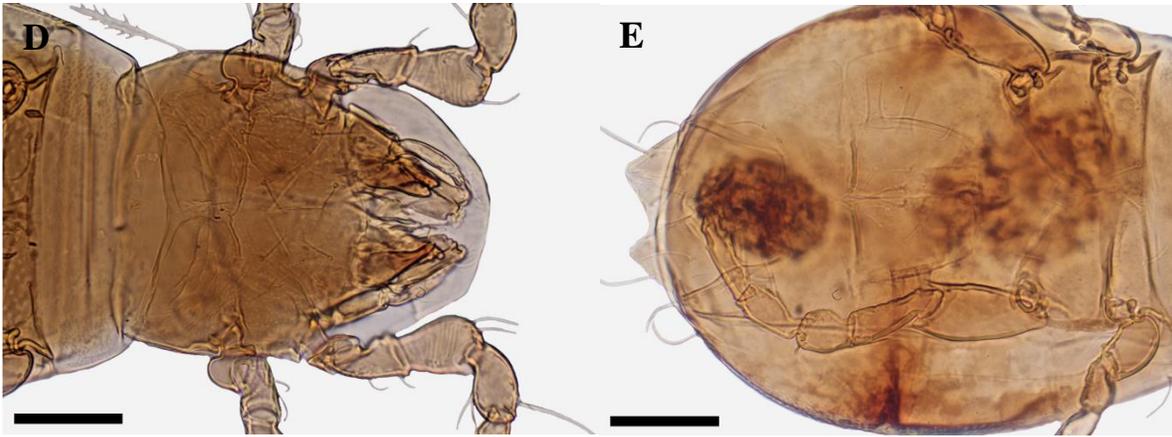


Figura 17. *Epilohmannia (Epilohmannia) minuta minuta* Berlese, 1920. A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Notogaster, D: Gnatosoma. E: Placa ventrianal. Escala 50 μ m.

EUPHTHRACAROIDEA Jacot, 1930

ORIBOTRITIIDAE Balogh, 1943

Distribución mundial actual Cosmopolita

Distribución en el territorio mexicano: Campeche, Quintana Roo, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm. **(Nuevo registro para el estado)**

Referencias: (M. Vázquez, 2006)

EUPHTHRACARIDAE Jacot, 1930 (1 gen., 1 sp.)

Euphthracarus (Euphthracarus) vesciculus Niedbala, 2004 (figura 18 A)

Distribución mundial actual Honduras.

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725. **(Nuevo registro para México)**

Hábitat: Hojarasca y suelo en bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Ausencia de hendidura genito-anal, prodorsum sin joroba en la región anterior a la seta rostral, superficie del cuerpo punteado, tarsos de patas heterodáctilos, sensila con cabeza lanceolada o en forma de varilla, sin cabeza bien definida, longitud de las sedas rostrales y lamelares más largas que $\frac{1}{2}$ de la longitud de las sedas interlamelares (figura 18 B-E) (Niedbała, 2004).

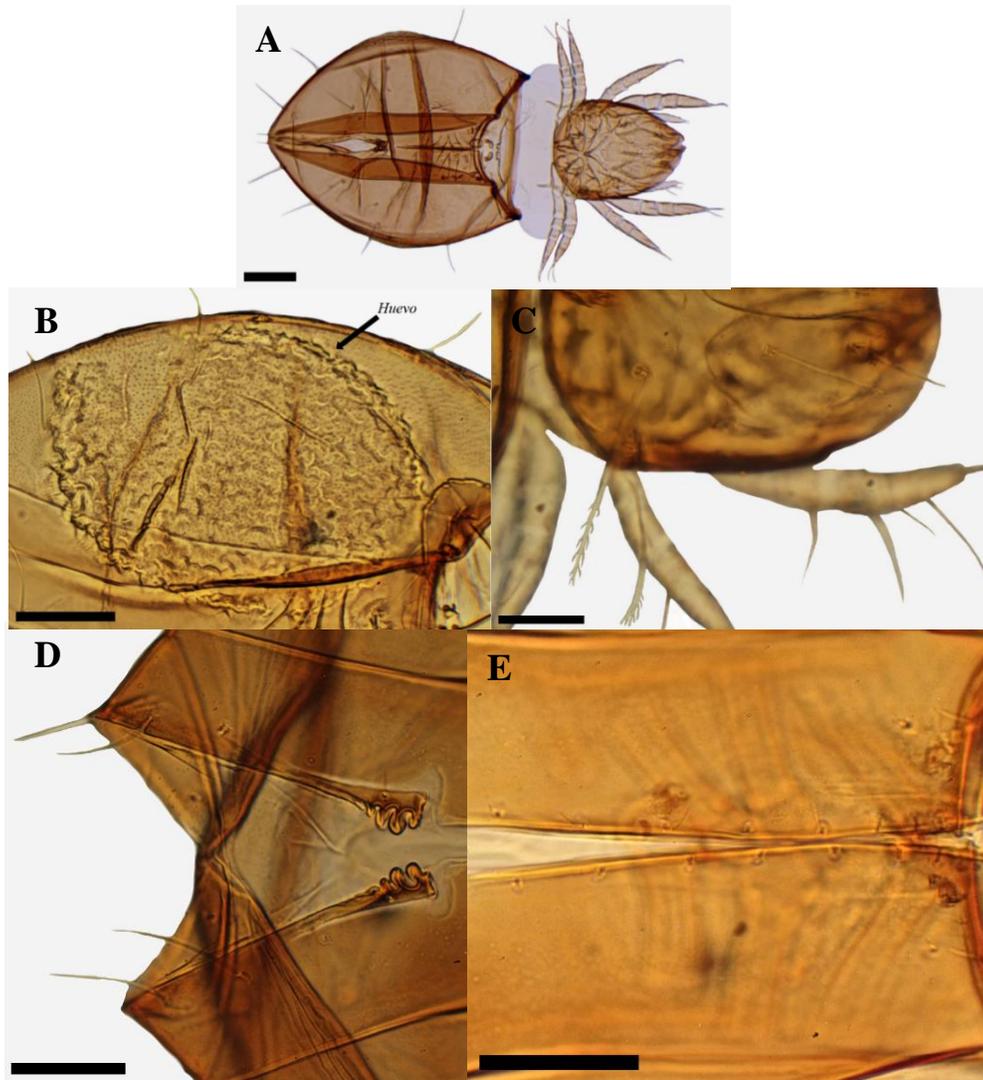


Figura 18. *Euphthiracarus (Euphthiracarus) vesciculus* Niedbała, 2004. A. Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Huevo. D: Placa anal. E: Placa genital. Escala 50 μm .

Euphthiracarus sp. 1 (figura 19)

Distribución mundial actual: Cosmopolita (excepto Antártica)

Distribución en el territorio mexicano: Ciudad de México, Quintana Roo, Veracruz, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725. (**Nuevo registro para el estado**).

Referencias: (Sánchez, 1989; Tome *et al.*, 2015; Vázquez *et al.*, 2016; Villagomez y Palacios-Vargas, 2017)

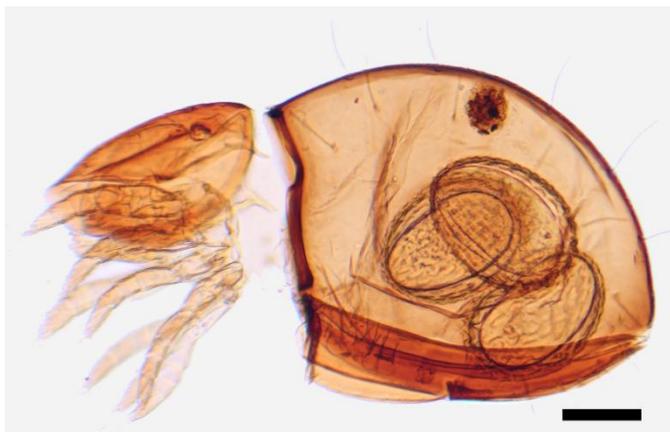


Figura 19. *Euphthiracarus* sp., (vista lateral). Escala 100 μ m.

PHTHIRACAROIDEA Perty, 1841

PHTHIRACARIDAE Perty, 1845 (2 gen., 1 sp.)

Hoplophorella sp. 1 (figura 20)

Distribución mundial actual: Cosmopolita (excepto Antártica)

Distribución en el territorio mexicano: Veracruz, Quintana Roo, Campeche, Zacatecas, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el estado**).

Referencias: (Damián *et al.*, 2019; Tome *et al.*, 2015; Vázquez, 1999; Vázquez *et al.*, 2011, 2016; Villagomez *et al.*, 2019; Villagomez y Palacios-Vargas, 2017)

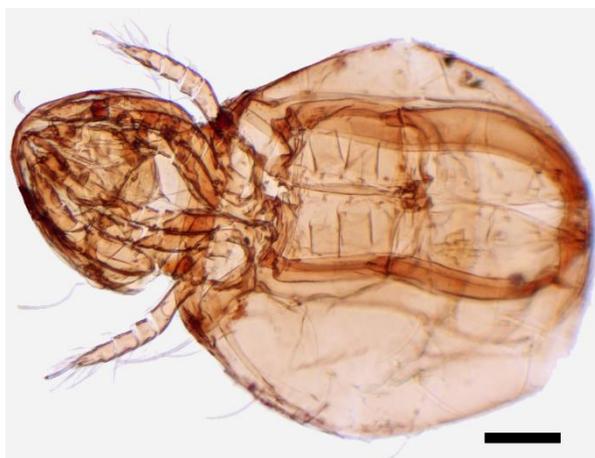


Figura 20. *Hoplophorella* sp. 1 (vista ventral). Escala 100 μ m.

***Hoplophthiracarus (Hoplophthiracarus) kugohi* Aoki, 1959** (figura 21 A)

(=*Hoplophthiracarus africanus* Mahunka, 1984)

(=*Hoplophthiracarus minor* Mahunka, 1991)

(=*Hoplophthiracarus rimosus* Mahunka, 1985)

(=*Hoplophthiracarus siamensis* Aoki, 1965)

(=*Hoplophthiracarus wittmeri* Bayoumi y Mahunka, 1979)

(=*Hoplophthiracarus (Plonaphacarus) yoshii* Mahunka, 1991)

Distribución mundial actual Pantropical (frecuente) y Paleártica meridional

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm. **(Nuevo registro para México)**

Hábitat: Hojarasca y suelo en bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Sedas *ad* y *ad2* se encuentran distantes del margen paraxial de las placas anoadales, sedas *a1* y *a2* cercanas al margen paraxial (figura 21 E). Sedas genitales arregladas en dos filas, las sedas *g6-9* se encuentran a cierta distancia del margen paraxial (figuras 21 D). Sedas notogastrales de longitud uniforme, sensila en forma de varilla, áspero, sin cabeza hinchada (figura 21 B) (Niedbała, 2004).

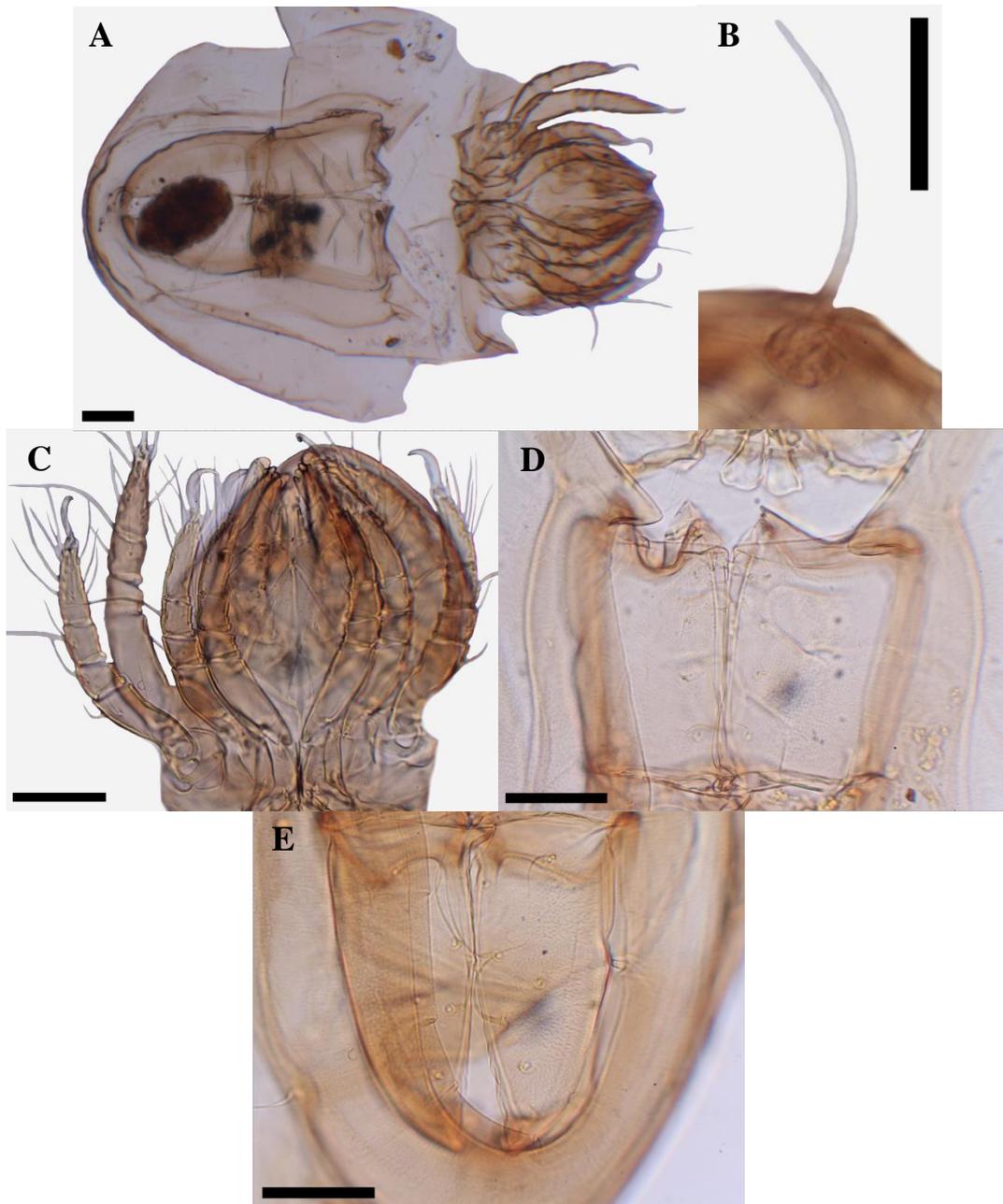


Figura 21. *Hoplophthiracarus (Hoplophthiracarus) kugohi* Aoki, 1959. A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Sensila, C: Propodosoma. D: Placa genital. E: Placa anal. Escala 50 μ m

CROTONIOIDEA Thorell, 1876

NOTHRIDAE Berlese, 1896 (2 gen., 2 sp.)

Nothrus anauniensis Canestrini y Fanzago, 1877 (figura 22)

(?=*Nothrus biciliatus* Koch, 1844 *sp. inq.*)

(=*Nothrus pseudoborussicus* Mahunka 1978)

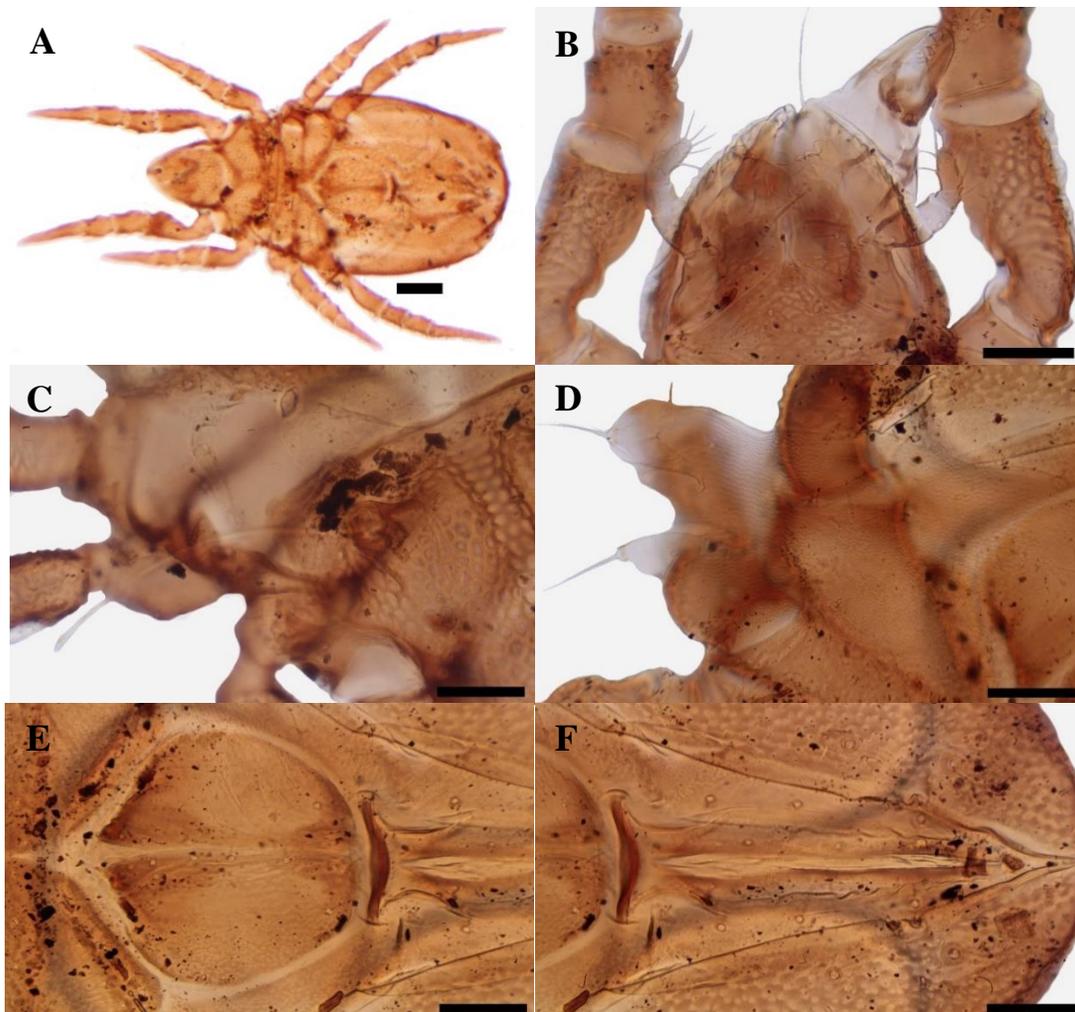
Distribución mundial actual Cosmopolita (excepto Antártica): frecuente en Paleártica

Distribución en el territorio mexicano: Quintana Roo, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el estado**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Patas tridáctilas, sedas *h2* baciliformes gruesas o claviformes, Sedas *h2* solo un poco más largas que las sedas *p1*, con un extremo en forma de maza. Sensila más larga que la distancia entre ambos botridios. Sedas *c2* solo un poco más pequeñas que las sedas *c1* (figura 22 A-H) (Balogh y Balogh, 1988).

Referencias: (M. Vázquez, 1999).



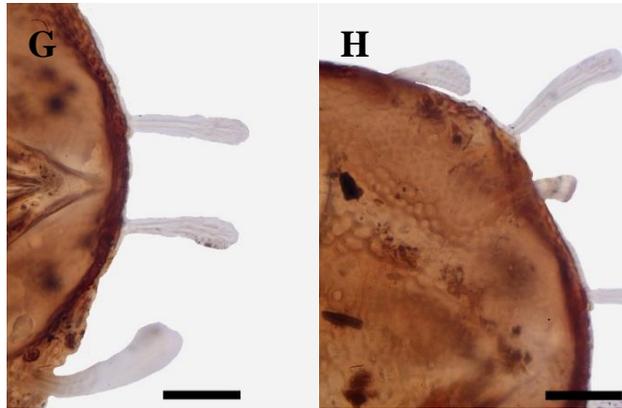


Figura 22. *Nothrus anauniensis* Canestrini y Fanzago, 1877. A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Gnatosoma. C: Sensila. D: Ovipositor. E: Placa genital. F: Placa Anal. G-H: sedas notogastrales posteriores. Escala A 100, B-H 50 μ m.

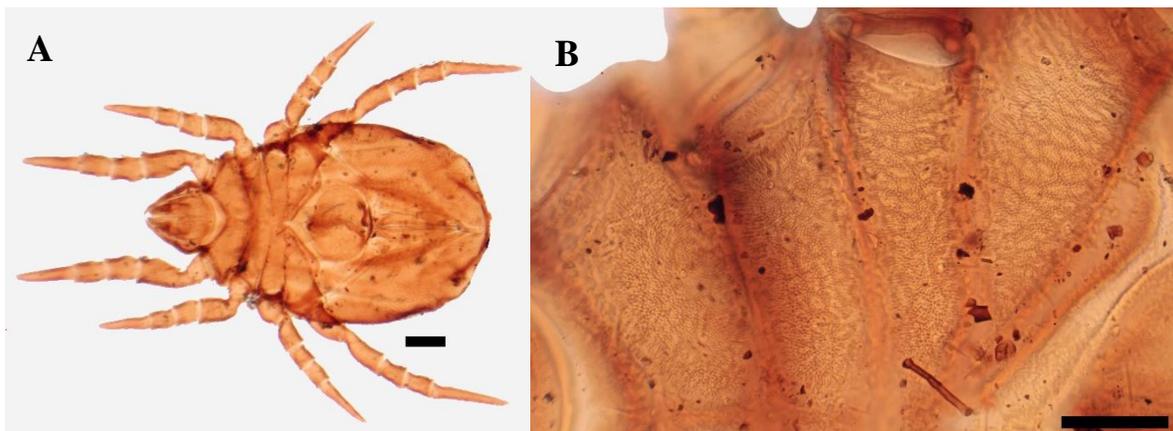
***Nothrus oblongus* Hammer, 1961** (figura 23)

Distribución mundial actual Neotropical (Perú e I. Galápagos) y Oriental (Norte de India y Vietnam)

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Patas tridáctilas, sedas *h2* baciliformes gruesas o claviformes. Sedas *h2* aproximadamente dos veces más largas que las sedas *p1* con extremo baciliforme gradualmente dilatado. Sensila no más larga que la distancia entre ambos botridios. Sedas *p1* mucho más largas que las sedas *h1*. Sedas *c1* más cortas que la distancia *c1-c1* (figura 23) (Balogh y Balogh, 1988).



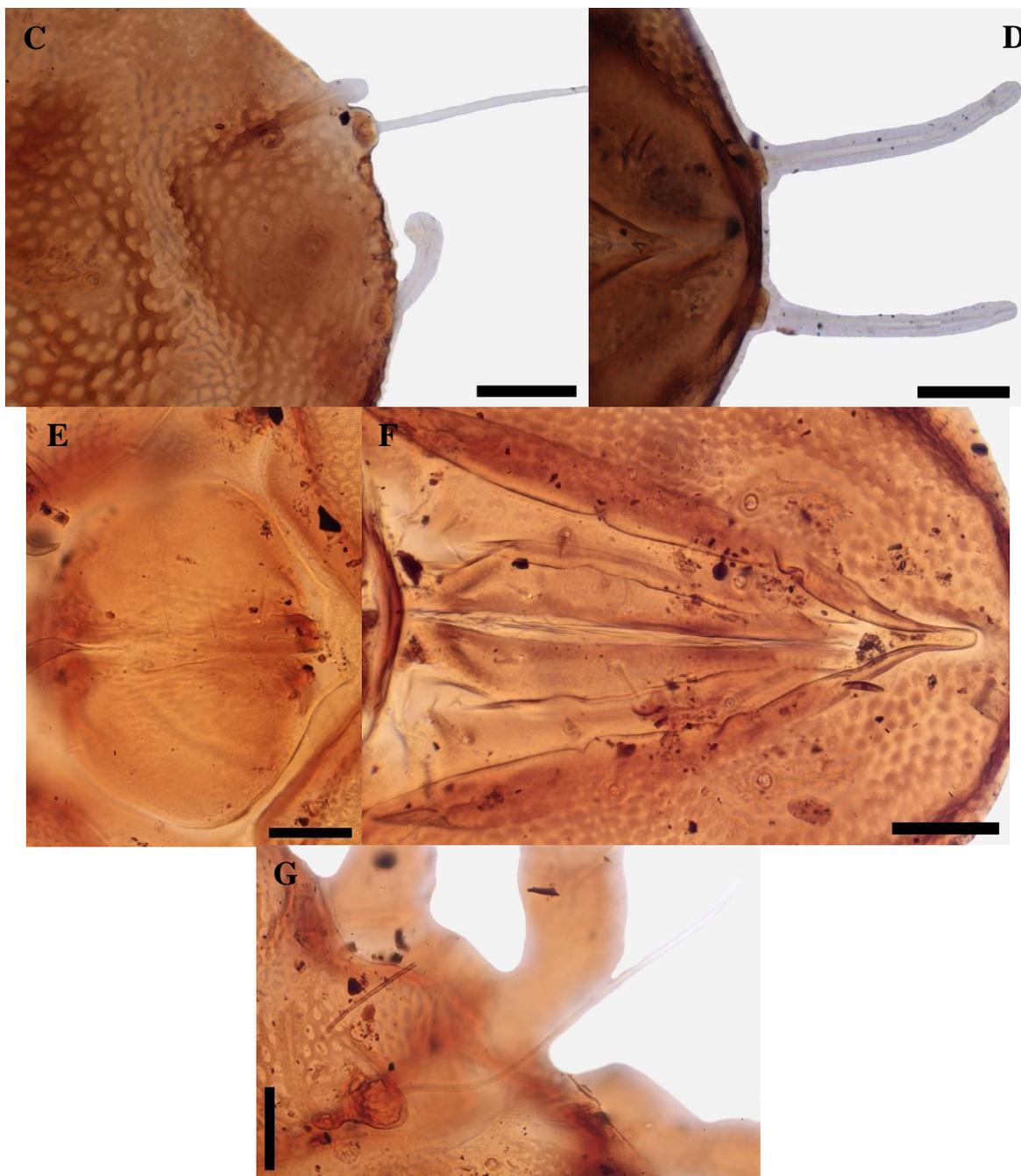


Figura 23. *Nothrus oblongus* Hammer, 1961. A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Epímeras. C-D: Sedas notogastrales posteriores. E: Placa genital. F: Placa anal. G: Sensila. Escala A: 100, B-G: 50 μ m.

HERMANNIELLOIDEA Grandjean, 1934

PLASMOBATIDAE Grandjean, 1968 (1 gen., 1 sp.)

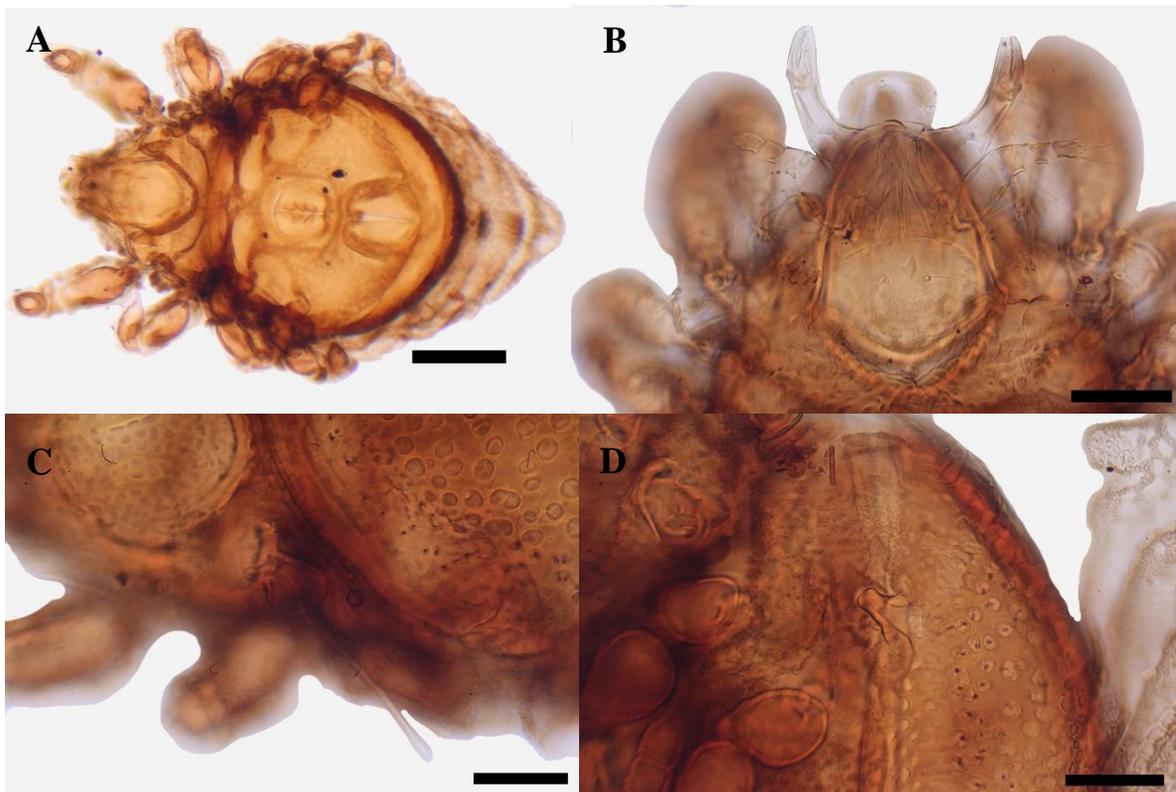
Solenozetes carinatus (Hammer, 1961) (*Plasmobates*) (figura 24)

Distribución mundial actual Neotropical (Perú y Ecuador)

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Seis pares de sedas genitales, seta aggenital ausente. Margen anterior de notogaster sin un haz de filamentos. Notogaster siempre con foveolas, sensila baciliforme más corta que el prodorsum, su mitad apical es recta. Margen posterior del tubo lateral sin tubérculo obtuso protuberante (figura 24 A-F). Notogaster circular, tan largo como ancho (Balogh y Balogh, 1988).



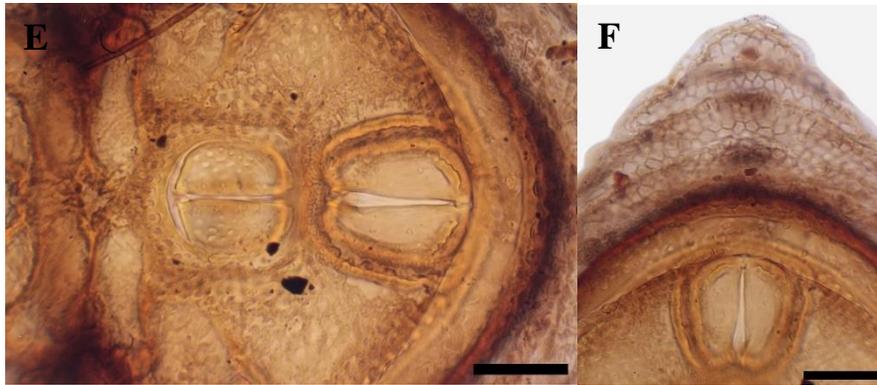


Figura 24. *Solenozetes carinatus* (Hammer, 1961) (*Plasmobates*). Cuerpo completo (vista ventral). B: Gnatosoma. C: Sensila. D: Apertura de la glándula opistonotal. E: Placa ventrianal. F: Exuvias de los estados juveniles. Escala A: 100, B-F: 50 μ m.

GYMNODAMAEOIDEA Grandjean, 1954

GYMNODAMAEIDAE Grandjean, 1954 (1 gen., 1 sp.)

Jacotella ornata (Balogh et Csiszár, 1963) (*Allodamaeus*) (figura 25)

(=*Allodamaeus tuberculatus* Aoki y Fujikawa, 1971)

Distribución mundial actual Neotropical (América austral y México) e India (Himalaya)

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Cerotegumento acomodado en el notogaster a modo de una red borrosa, dos pares de sedas anales. Sensila setiforme con cerotegumento (figura 25) (Balogh y Balogh, 1988).



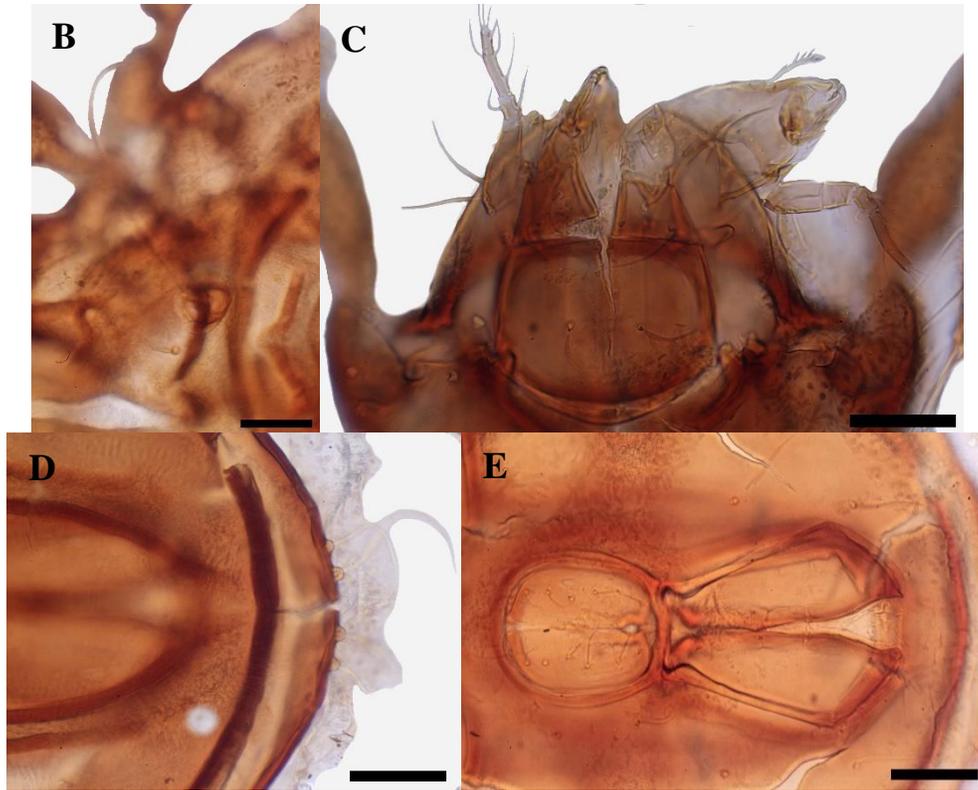


Figura 25. *Jacotella ornata* (Balogh et Csiszár, 1963) (*Allodamaeus*). A: Cuerpo completo. B: Sensila. C: Gnatosoma. D: sedas y tectum notogastral posterior. E: Placa ventrianal. Escala A: 100, B-E: 50 μ m.

DAMAEOIDEA Berlese, 1904

DAMAEIDAE Berlese, 1896 (2 gen., 2 sp.)

Belba sp. 1

Distribución mundial actual: Holártica, Oriental y “Australiana”

Distribución en el territorio mexicano: San Luis Potosí, Ciudad de México, Estado de México, Quintana Roo, Coahuila, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el estado**).

Referencias: (Bonet, 1953), (Sánchez, 1989), (Ojeda, 1987), (Palacios-Vargas *et al.*, 2001), (Palacios-Vargas *et al.*, 2003), (Palacios-Vargas, Fuentes, *et al.*, 1998), (Vázquez, 2008), (Ojeda y Gasca-Pineda, 2019)

Belbodamaeus (Lanibelba) palaciosi (Iglesias et Guzmán, 2012) (*Epidamaeus*)

Distribución mundial actual México

Distribución en el territorio mexicano: Guerrero (descripción original), Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el estado**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp., *Quercus* spp. y cavernas

Características de diagnóstico: Sensila flagelada largo. 11 pares de sedas notogastrales lisas, gradualmente ahusados, dirigidos radialmente y ligeramente curvados. Apófisis *P* escasamente desarrollada, se presenta ocasionalmente en un pico o redondeado. El par de apófisis parastigmáticas *sI* presentan con frecuencia el aspecto de espinas corniformes, perpendiculares al borde lateral del cuerpo. El notogáster es redondeado, con espinas adnatas muy desarrolladas. Fórmula coxisternal: 3-1-3-3. Su apariencia es similar a *Damaeus (Epidamaeus) flagelloides* (Norton, 1979) (*Epidamaeus*), pero *B. palaciosi* presenta sedas *in* mucho más largas, casi del tamaño de la sensila, además las sedas rostrales y lamelares son lisas, mientras que en su par son barbadas (Iglesias y Guzman, 2012).

Referencias: (Iglesias y Guzman, 2012)

CEPHEUSOIDEA Berlese, 1897

CEPHEUSIDAE Berlese, 1896 (1 gen., 1 sp.)

Reticulocephus reticulatus (Sitnikova, 1979) (*Geocephus*) (figura 26)

Distribución mundial actual Ecuador

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Cúspides lamelares cortas y anchas, conectadas por una translamela corta o tocándose. Notogaster reticulado, con grandes areolas rotundo-poligonales, que se asemejan a una estructura celular. Sedas notogastrales largas, setiformes, lisas. Región interlamelar foveolada. Lamelas con foveolas alargadas. Sedas interlamelares lisas (figura 26) (Balogh y Balogh, 1988).

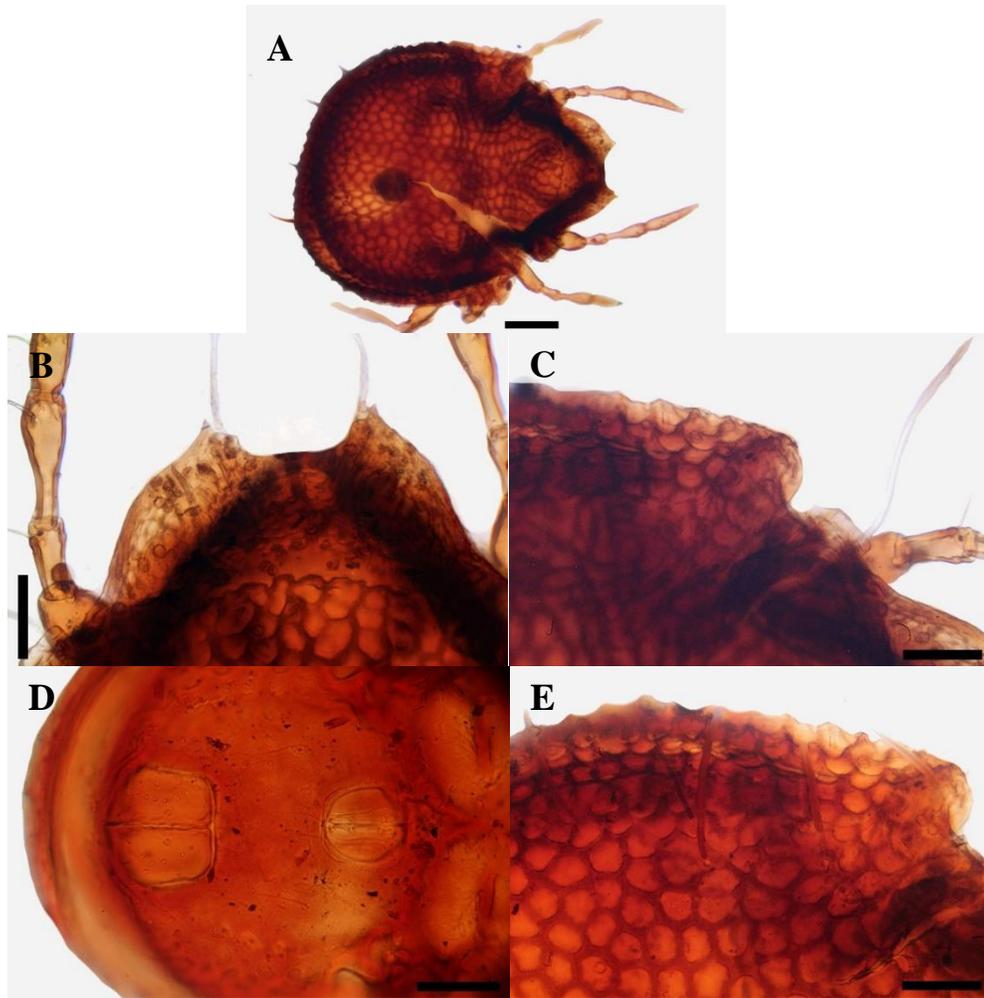


Figura 26. *Reticulocephus reticulatus* (Sitnikova, 1979) (*Geocephus*). A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Prodorsum. C: Sensila. D: Placa ventrianal. E: Sedas notogastrales laterales. Escala A: 100, B-E: 50 μ m.

GUSTAVIOIDEA Oudemans, 1900

GUSTAVIIDAE Oudemans, 1900 (1 gen.)

Gustavia sp. 1 (figura 27)

Distribución mundial actual: Holártica y Palearctica

Distribución en el territorio mexicano: SIN LOC, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el estado**)

Referencias: (Hammer, 1969)



Figura 27. *Gustavia* sp. 1 (vista ventral). Escala A: 100 μ m.

AMEROBELBOIDEA Grandjean, 1958

DAMAEOLIDAE Grandjean, 1965 (1 gen., 1 sp.)

Fosseremus laciniatus (Berlese, 1905) (*Dameosoma*) (figura 28 A-B)

(=*Fosseremus africanus* Balogh, 1958)

(=*Damaeolus ornatus* Mihelčič, 1956)

(=*Damaeolus pistillifer* Berlese, 1913)

(=*Fosseremus quadripertitus* Grandjean, 1965)

(=*Damaeolus saltaensis* Hammer, 1958)

Distribución mundial actual Cosmopolita (excepto Antártica): frecuente.

Distribución en el territorio mexicano: Quintana Roo, Campeche, Hidalgo, Veracruz, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el estado**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp., *Quercus* spp., *Astrocaryum mexicanum*, *Guarea glabra* y selva subperennifolia

Características de diagnosis: Sensila con cabeza gradualmente dilatada y con una parte apical hialina separada. Once pares de sedas notogastrales, dos pares de sedas anales y tres sedas adanales. Seis pares de sedas genitales y tres pares de aggenitales. Parte posterior del notogaster con relieve que forma una H acostada y delimita una depresión cuadriforme. Superficie de notogaster reticulado (Balogh y Balogh, 1988).

Referencias: (García, 2017) (M. Vázquez, 1999), (M. Vázquez y Prieto, 2001), (Vázquez *et al.*, 2011), (Vázquez *et al.*, 2016), (Villagomez *et al.*, 2019)

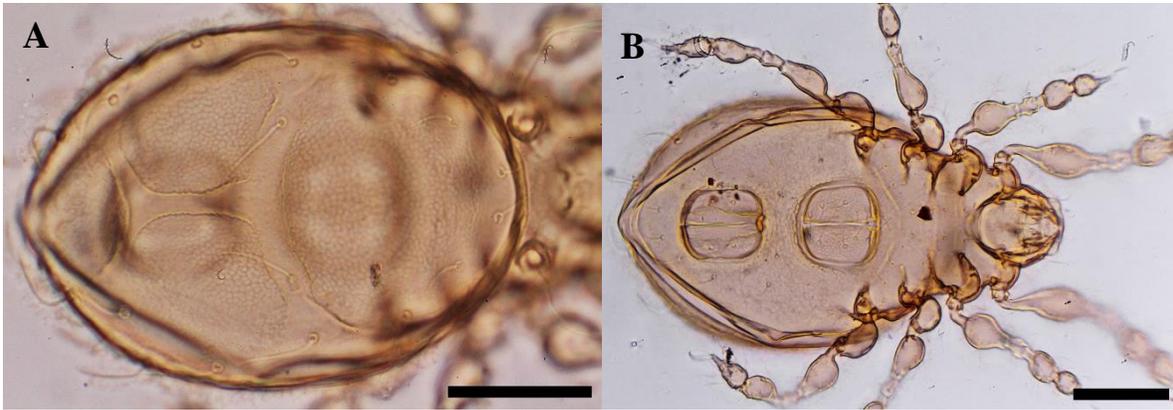


Figura 28. *Fosseremus laciniatus* (Berlese, 1905) (*Dameosoma*). A: Vista dorsal. B: Vista ventral. Escala A: 50 μ m.

EREMOBELBIDAE Balogh, 1961 (1 gen., 2 sp.)

Eremobelba piffli Mahunka, 1985 (figura 29)

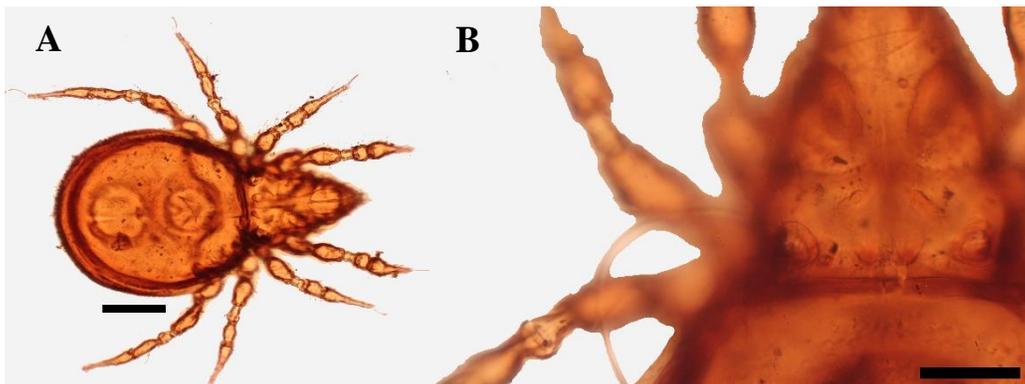
Distribución mundial actual Neotropical

Distribución en el territorio mexicano: Quintana Roo, Oaxaca, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el estado**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de *Pinus* spp., *Quercus* spp., detritos litorales y zonas de cultivo (café)

Características de diagnosis: Sedas notogastrales setiformes o flagelados. Superficie del notogaster ornamentado con hileras longitudinales irregulares sin estructura poligonal regular. Sedas interlamelares flageladas (Balogh y Balogh, 1988).

Referencias: (M. Vázquez, 1999), (M. Vázquez y Prieto, 2001), (M. Vázquez, 2008), (Vázquez *et al.*, 2011), (Vázquez *et al.*, 2016), (Bernal *et al.*, 2009).



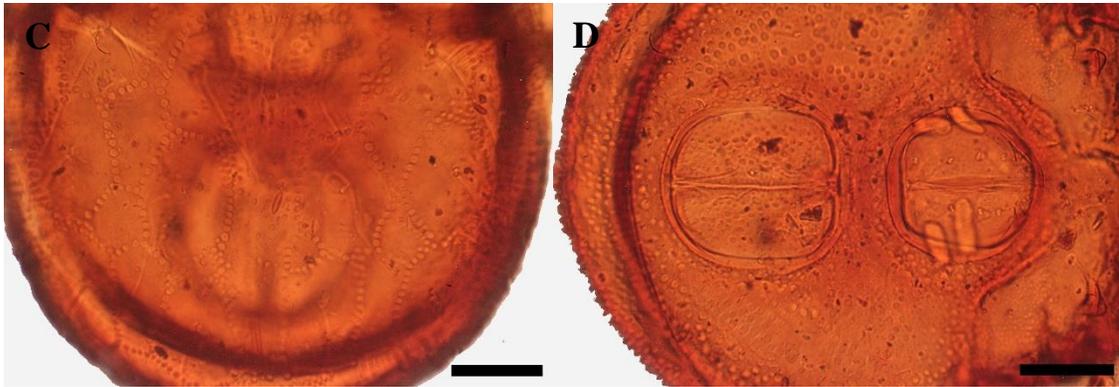


Figura 29. *Eremobelba piffli* Mahunka, 1985. A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Sensila. C: Ornamentaciones del notogaster. D: Placa ventrianal. A: 100, B-D: 50 μ m.

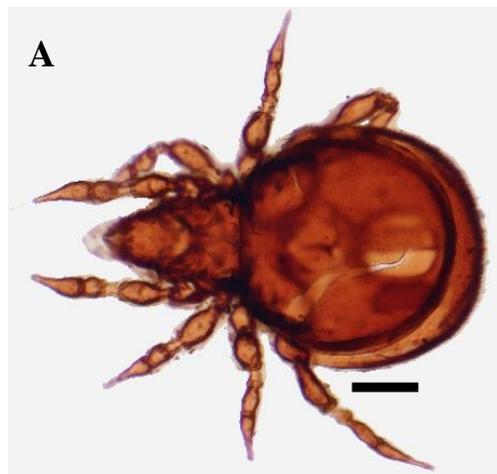
***Eremobelba zicsii* Balogh et Mahunka, 1969** (figura 30)

Distribución mundial actual Neotropical

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Sedas notogastrales setiformes o flagelados. Superficie del notogaster ornamentado con estructura poligonal regular. Sedas interlamelares setiforme (figura 30 A-E) (Balogh y Balogh, 1988).



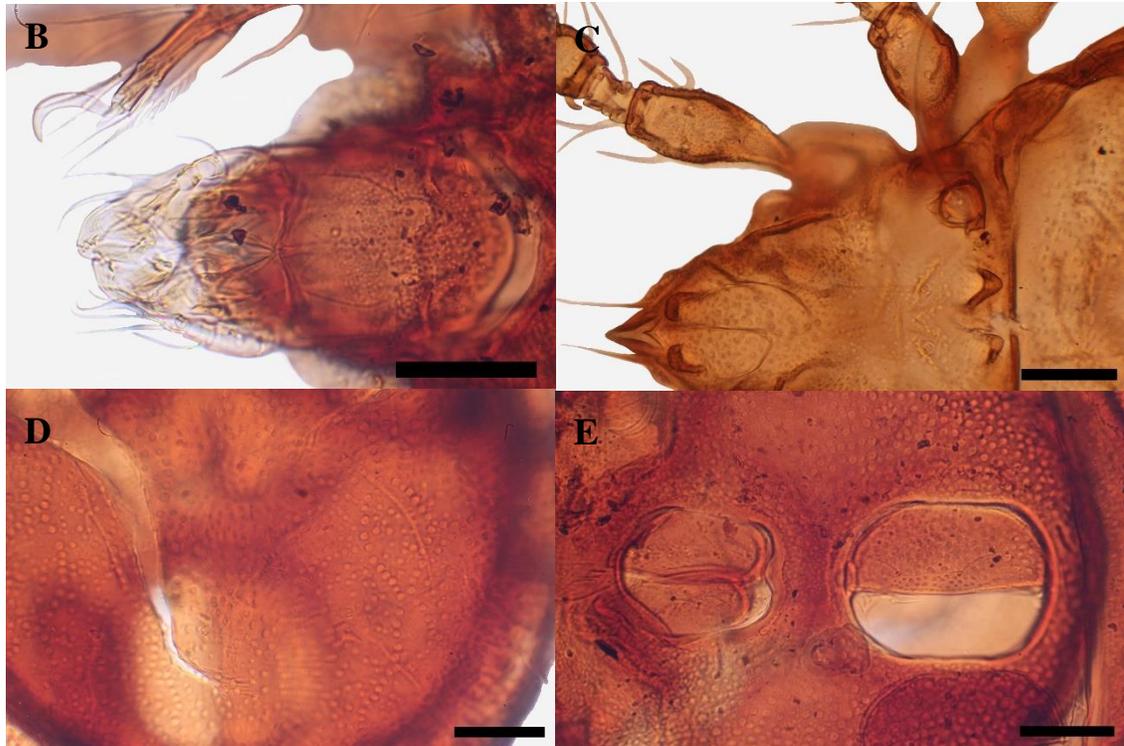


Figura 30. *Eremobelba zicsii* Balogh et Mahunka, 1969. Cuerpo completo (vista ventral). B: Gnatosoma. C: Prodorsum. D: Ornamentaciones del notogaster. E: Placa ventrianal. A: 100, B-E: 50 μ m.

OPPIOIDEA Sellnick, 1937

OPPIIDAE Sellnick, 1937 (7 gen., 8 sp)

Globoppia sp. 1 (figura 31)

Distribución mundial actual Pantropical y austral

Distribución en el territorio mexicano: SIN LOC, Jalisco, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el estado**).

Referencias: (Hammer, 1969), (Agustín, 2000).



Figura 31. *Globoppia* sp. 1 (vista ventral). Escala: 50 μ m.

***Pseudoamerioppia barrancensis* (Hammer, 1961) (*Oppia*)** (figura 32)

(=*Oppia barrancensis paraguayensis* Balogh et Mahunka, 1981)

Distribución mundial actual: Neotropical, Oriental (Filipinas), Etiópica (Camerún) e I. Canarias

Distribución en el territorio mexicano: Chiapas y Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (**Nuevo registro para el estado**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp. y zonas de cultivos (aguacate)

Características de diagnosis: Prodorsum sin costula; notogaster sin crista; seta *in* ausente. Sedas notogastrales no dilatadas distalmente. Sensila levemente dilatada y ciliada bilateralmente; cilios largos, tan largos como el ancho que la parte dilatada de la sensila. Sedas notogástricas largas, distancia entre *la-lp* sólo un poco más larga que las sedas *la*. Líneas lamelares casi paralelas (Balogh y Balogh, 1990).

Referencias: (Mahunka, 1983).

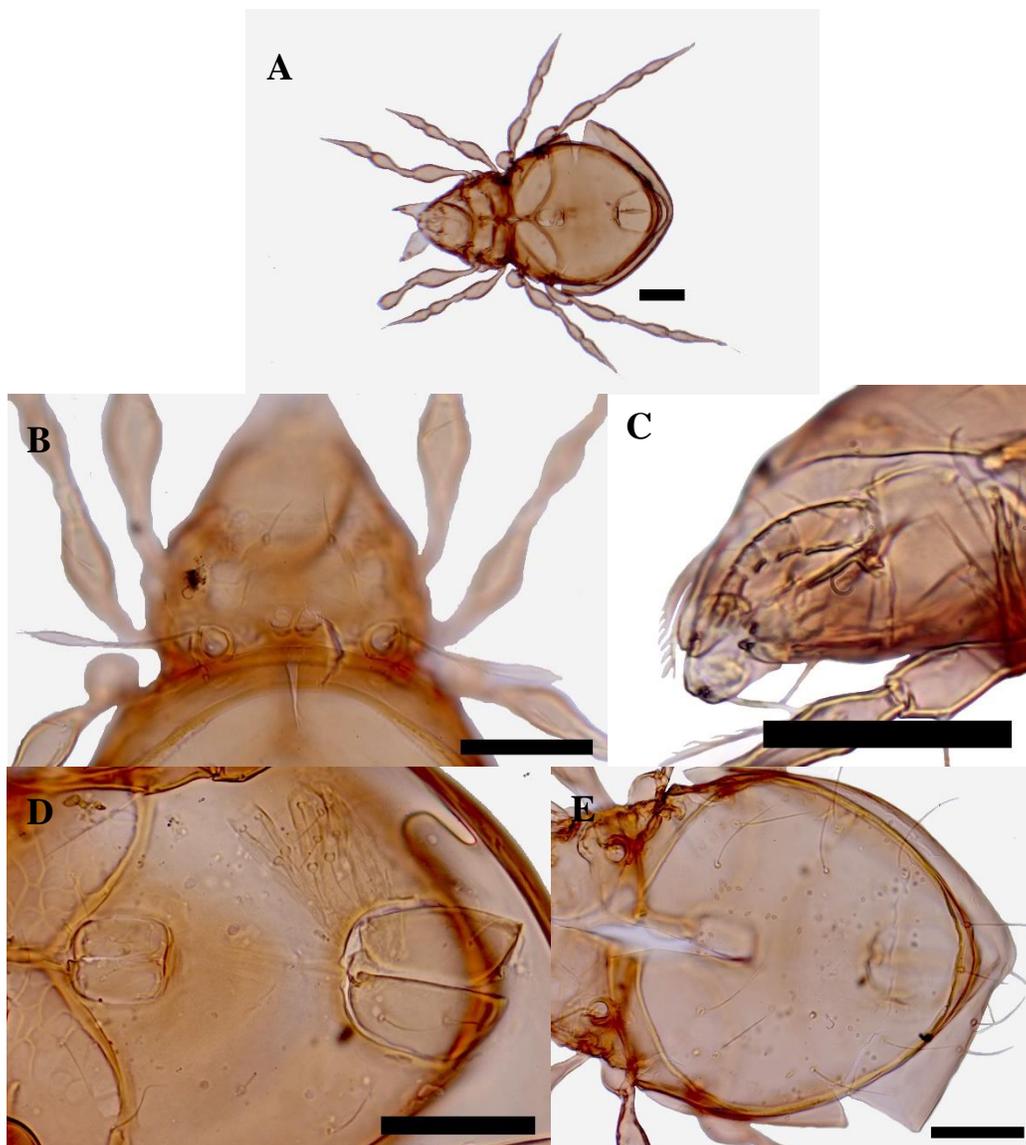


Figura 32. *Pseudoamerioppia barrancensis* (Hammer, 1961) (*Oppia*). A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Gnatosoma. D: Placa ventrianal. E: Notogaster. Escala: 50 μ m.

***Ramusella* (*Ramusella*)** sp. 1 (figura 33 A; sp 2 (figura 33 B)

(=*Alcioppia* Balogh, 1983)

(=*Amolops* Hull, 1916, nom. praeoc. por Cope, 1865)

(=*Bioppia* Mahunka et Paoletti, 1984)

Distribución mundial actual Cosmopolita (excepto Antártica)

Distribución en el territorio mexicano: Hidalgo, Chiapas, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm (**Nuevo registro para el estado**)

Referencias: (Castaño *et al.*, 2001), (García, 2017), (Iglesias *et al.*, 2019), (Mahunka, 1983), (Balogh y Balogh, 1990).

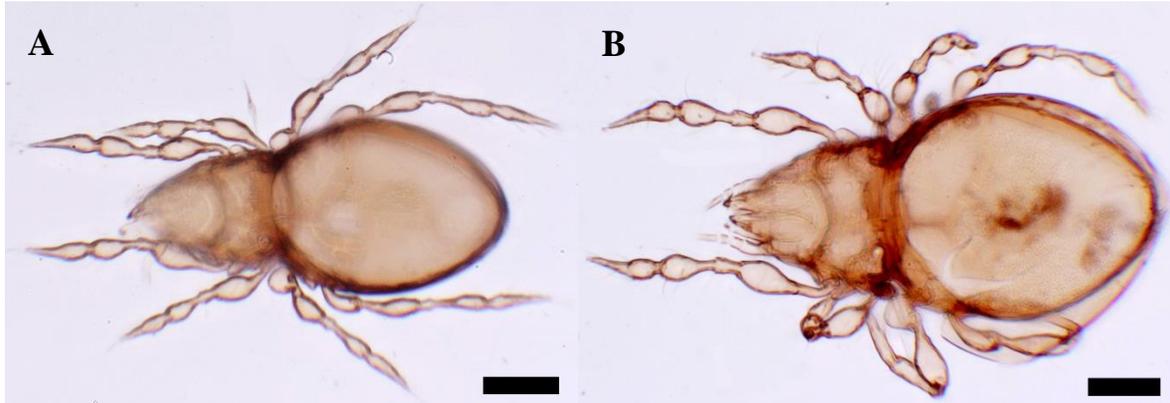


Figura 33. *Ramusella (Ramusella)*. A: sp. 1. B: sp. 2. (vista dorsal). Escala: 50 µm.

Ramusella (Ramusella) chulumaniensis (Hammer, 1958) (Oppia) (figura 34)

Distribución mundial actual Neotropical y Oriental

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Placas genitales con 4 o 5 pares de sedas. Por lo general, 3 pares de sigillas distintas entre las sedas interlamelares. Sensila fusiforme y ciliada; la primera y segunda rama de la sensila corta, la tercera mucho más larga y de la cuarta a la novena se acortan gradualmente. Costulas lamelares poco desarrolladas, solo cúspides puntiagudas. Sedas interlamelares y lamelares muy cortas, sedas rostrales cortas, muy dobladas como en *Suctobelba*. Nueve pares de sedas notogastrales cortas (figura 34 A-C) (Balogh, 1972; Balogh y Balogh, 1990).

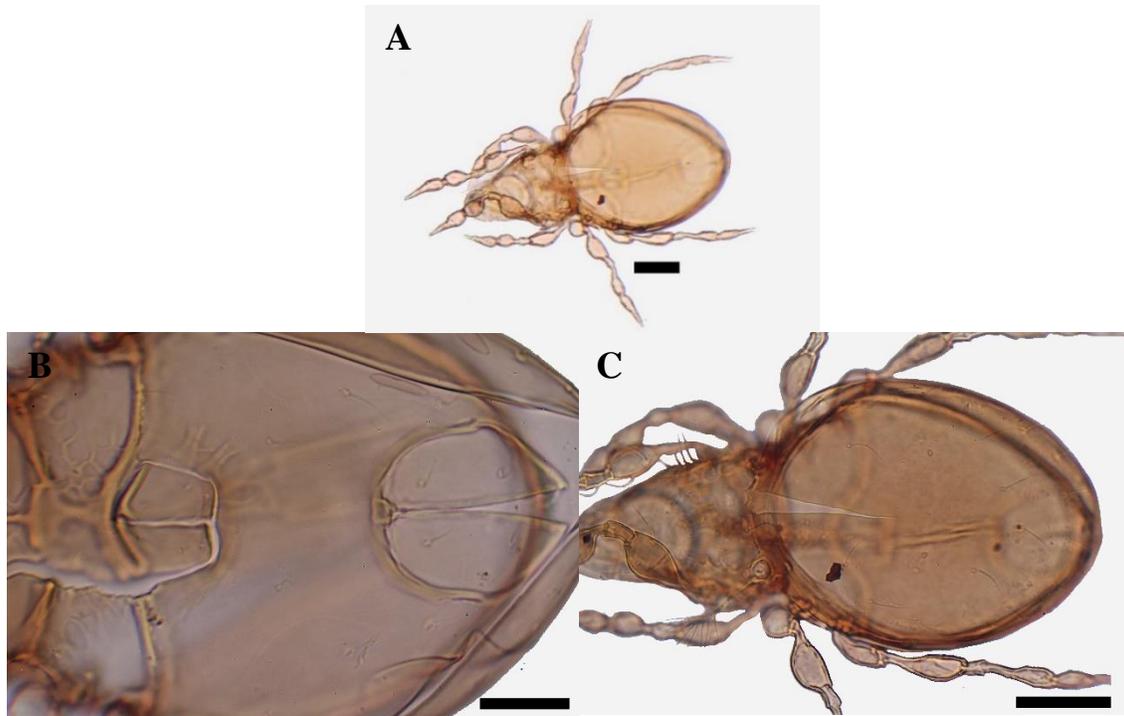


Figura 34. Figura 34: *Ramusella (Ramusella) chulumaniensis* (Hammer, 1958) (*Oppia*). A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Placa ventrianal. C: Notogaster. Escala: 50 μm .

***Ramusella (Insculptoppia) merimna* (Balogh et Mahunka, 1977) (*Oppia*)** (figura 35)

Distribución mundial actual Neotropical

Distribución en el territorio mexicano: Hidalgo, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (**Nuevo registro para el estado**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp., zona de cultivos (aguacate)

Características de diagnóstico: Placas genitales con 4 o 5 pares de sedas. Por lo general, 3 pares de sigillas distintas entre las sedas interlamelares. Sensila fusiforme y ciliada; de la primera a la tercera rama corta, la cuarta y la quinta mucho más largas y de la quinta a la novena se acortan gradualmente. Costulas lamelares poco desarrolladas, cúspides ausentes. Sedas predorsales de longitud media; sedas rostrales rectas, paralelas. Nueve pares de sedas en el notogaster (figura 35 A-E) (Balogh, 1972; Balogh y Balogh, 1990).

Referencias: (Iglesias *et al.*, 1999)

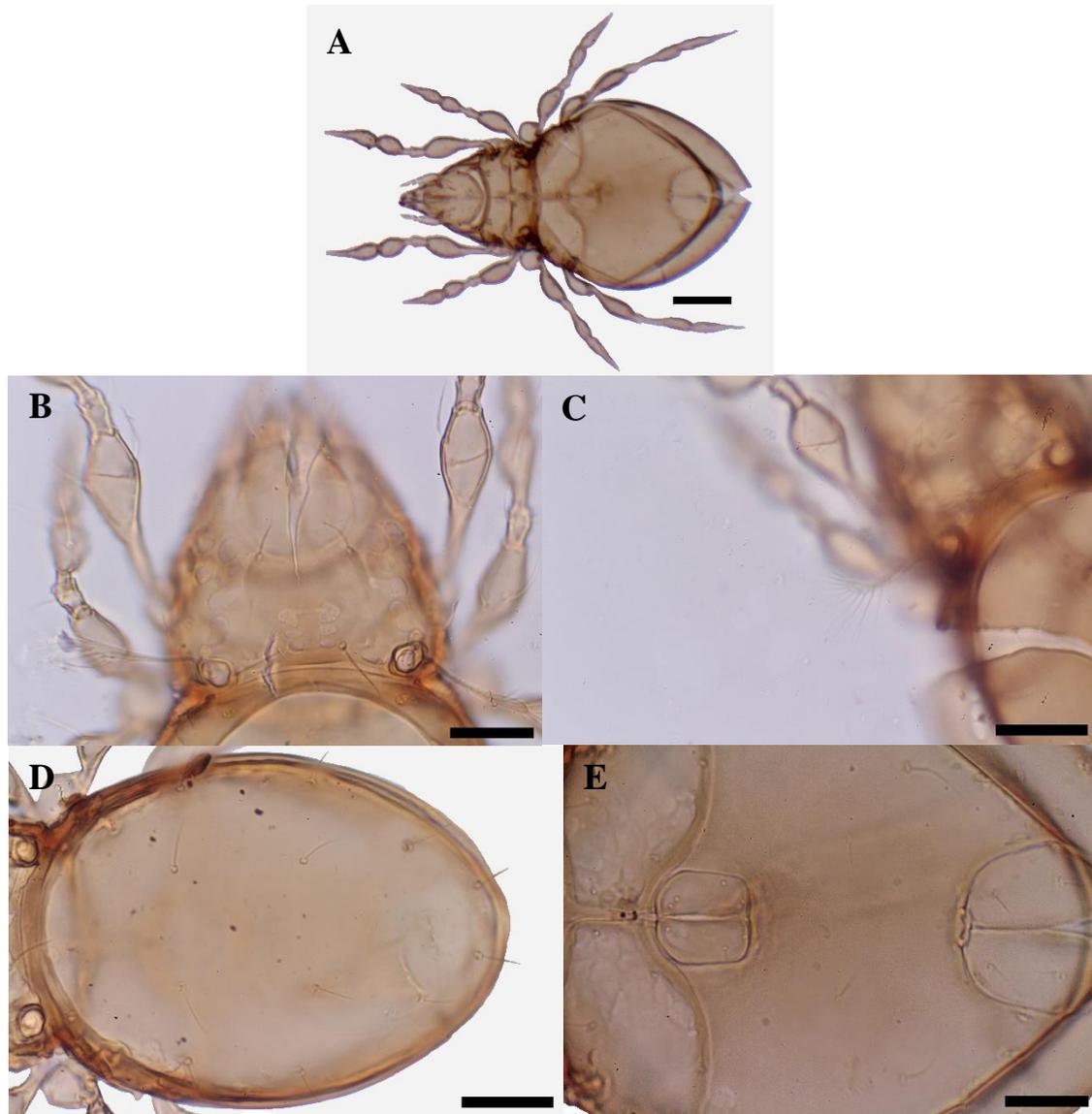


Figura 35. *Ramusella (Insculptoppia) merimna* (Balogh et Mahunka, 1977) (*Oppia*). A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Sensila. D: Notogaster. E: Placa ventrianal. Escala: A 100, B-E 50 μ m.

***Pulchroppia* sp. 1** (figura 36)

Distribución mundial actual Oriental

Distribución en el territorio mexicano: Hidalgo, Michoacaán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito

1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (Nuevo registro para el estado).

Referencias: (García, 2017)



Figura 36. *Pulchroppia* sp. 1 (vista dorsal). Escala: 50 μ m.

***Arcoppia* sp. 1** (figura 37)

(=*Chuoppia* Tseng, 1982)

Distribución mundial actual Pantropical y subtropical

Distribución en el territorio mexicano: Estado de México, Hidalgo, Aguascalientes, Veracruz. Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**nuevo registro para el estado**).

Referencias: (Ojeda, 1985, 1987, 1989), Damián *et al.*, 2019), (Villagomez *et al.*, 2019)



Figura 37. *Arcoppia* sp. 1 (vista dorsal). Escala: 50 μ m.

***Arcoppia dechambrierorum* (Mahunka, 1983) (*Oppia*)** (figura 38)

Distribución mundial actual Norte de Neotropical

Distribución en el territorio mexicano: Chiapas (descripción original), Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el estado**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Sensila radiada con tres ramas largas. Tribuna tridentada, la cúspide media no tan larga cómo las laterales. Notogaster liso. Sedas notogastral *lm* del mismo tamaño que la distancia entre *lm* y *lp* (figura 38 A-E) (Balogh y Balogh, 1990).

Referencias: (Balogh y Balogh, 1990)

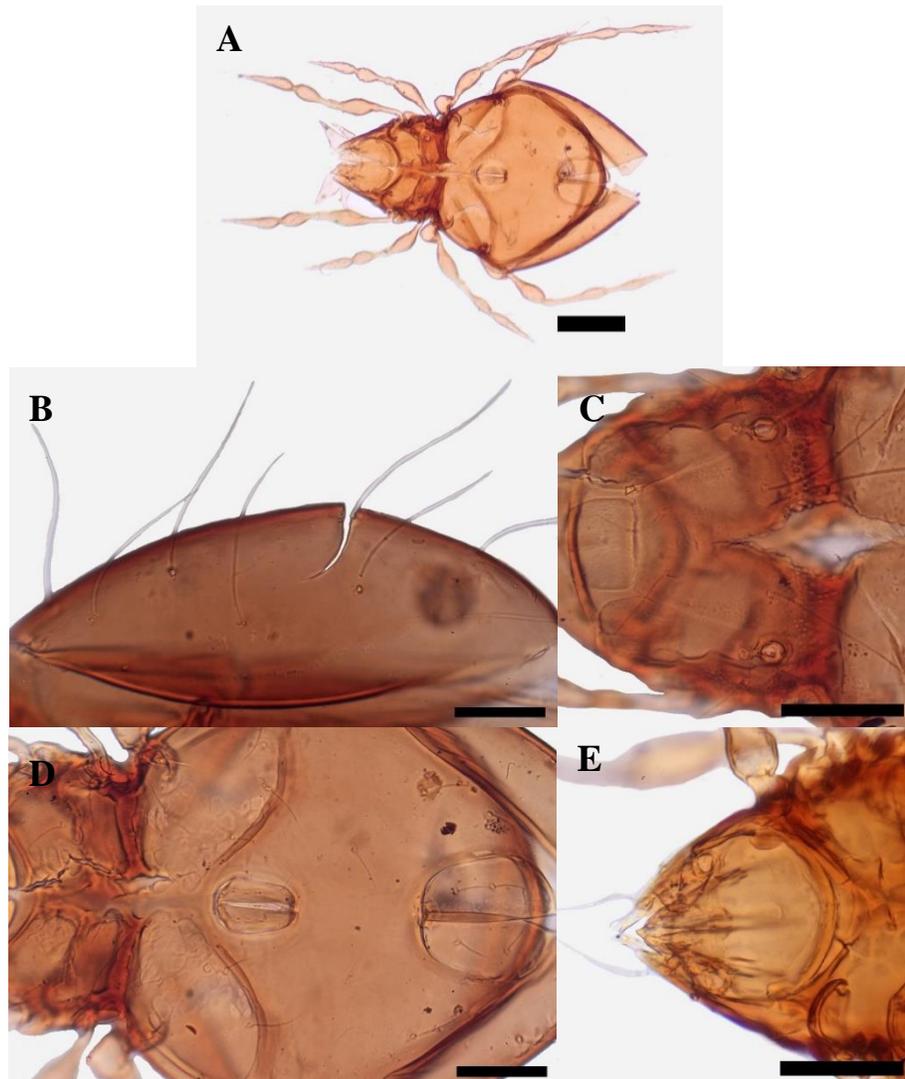


Figura 38. *Arcoppia dechambrierorum* (Mahunka, 1983) (*Oppia*). A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Sedas notogastrales. C: Prodorsum. D: Placa ventrianal. E: Tribuna rostral. Escala: 50 μ m.

Arcoppia serrulata (Balogh et Mahunka, 1980) (*Oppia*) (figura 39)

Distribución mundial actual Norte de Neotropical y Oriental (Vietnam).

Distribución en el territorio mexicano: Oaxaca, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el estado**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Cúspide mediana de la tribuna puntiaguda, más larga que las dos laterales obtusas. La parte apical de la sensila se incrasa pentagonalmente, emitiendo 4-6 ramas escasamente ciliadas. Margen posterior del prodorsum con una cresta transversal en forma de peine (figura 39 A-D) (Balogh y Balogh, 1990).

Referencias: (Bernal *et al.*, 2009)



Figura 39. *Arcoppia serrulata* (Balogh et Mahunka, 1980) (*Oppia*). A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Notogaster. D: Placa ventrianal. Escala: 50 μ m.

***Arcoppia tripartita* (Hammer, 1961) (*Oppia*)** (figura 40)

(=*Oppia gilva* Wallwork, 1961)

Distribución mundial actual Neotropical y África centrooccidental

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Sensila radiada. Tribuna tridentada, la cúspide media no tan larga cómo las laterales. Notogaster punteado. Tamaño de las sedas notogastrales *lm* de ½ de la distancia entre *lm* y *lp* (figura 40 A-B) (Balogh y Balogh, 1990).

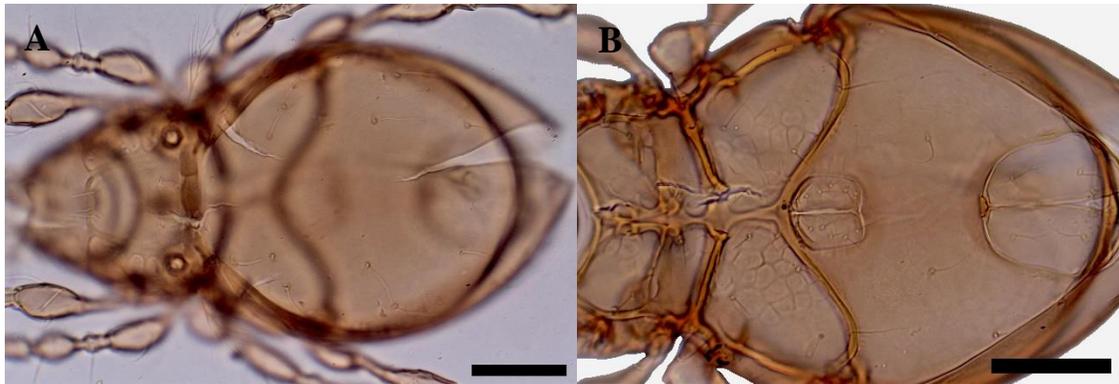


Figura 40. *Arcoppia tripartita* (Hammer, 1961) (*Oppia*). A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Placa ventrianal. Escala: 50 μ m.

***Wallworkoppia cervifer* (Mahunka, 1983) (*Oppia*)** (figura 41)

(=*Arcoppia longiramosa* Woas, 1986)

Distribución mundial actual Norte de Neotropical

Distribución en el territorio mexicano: Chiapas (descripción original), Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el estado**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Seis pares de sedas genitales. Sensila con cinco ramas ciliadas igualmente largas. Prodorsum con costulas en forma de n característico. Área interlamelar con 2-3 pares de sigilas dispuestas irregularmente. Diez pares de sedas notogastrales, *c* y *pl* lisas y más cortas que las sedas restantes (figura 41 A-D) (Balogh y Balogh, 1990).

Referencias: (Balogh y Balogh, 1990)

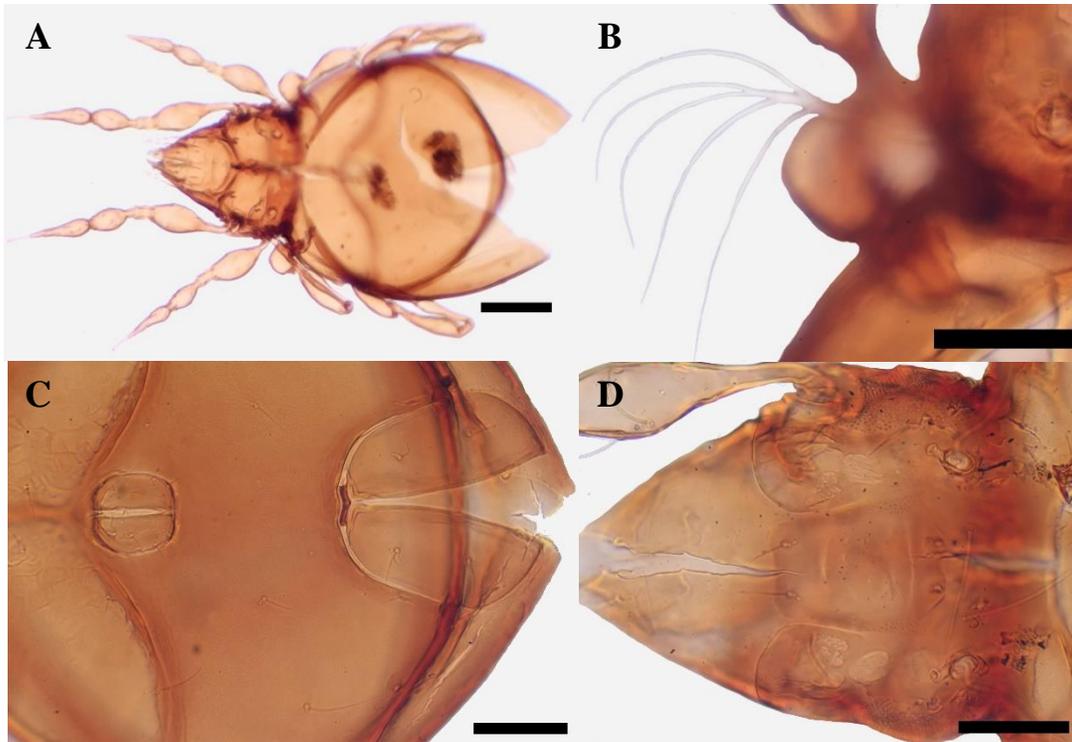


Figura 41. *Wallworkoppia cervifer* (Mahunka, 1983) (*Oppia*). A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Sensila. C: Placa ventrianal. D: Prodorsum. Escala: A 100, B-D 50 μm .

Oppiella (Oppiella) sp. 1 (figura 42)

Distribución mundial actual: Cosmopolita

Distribución en el territorio mexicano: Guerrero, Estado de México, Ciudad de México, Quintana Roo, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**nuevo registro para el estado**).

Referencias: (Palacios-Vargas *et al.*, 1985), (Ojeda, 1985, 1987, 1989), (Vázquez *et al.*, 2016)

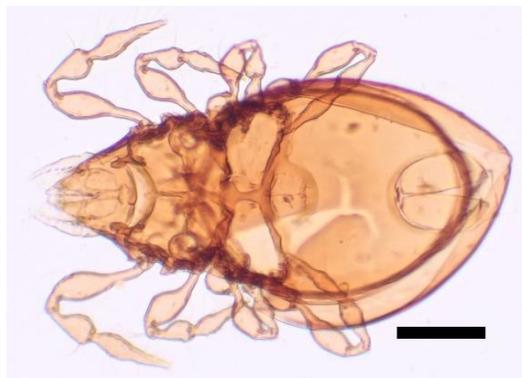


Figura 42. *Oppiella (Oppiella) sp. 1* (vista ventral). Escala: 100 μm .

Oppiella (Oppiella) nova (Oudemans, 1902) (*Eremaeus*) (figura 43)

(=*Oppia aligarhiensis* Kardar, 1977)

(=*Oppiella dubia* Hammer, 1962)

Distribución mundial actual: Cosmopolita

Distribución en el territorio mexicano: Estado de México, Hidalgo, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (**Nuevo registro para el estado**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp., zonas agrícolas, ecosistemas desérticos y semidesérticos.

Características de diagnosis: Notogaster con un par de cristas, 4-5 pares de sedas genitales. Sensila fusiforme y ciliada. 10 pares de sedas notogastrales, notogaster nunca foveolado. Rostrum sin incisiones. Sedas prodorsales y notogastrales largas, seta *c1* igual de larga que las sedas rostrales (figura 43 A-D) (Balogh y Balogh, 1990).

Referencias: (Ojeda, 1985, 1987, 1989), (Iglesias *et al.*, 1999), (García, 2017), (Iglesias *et al.*, 2019).

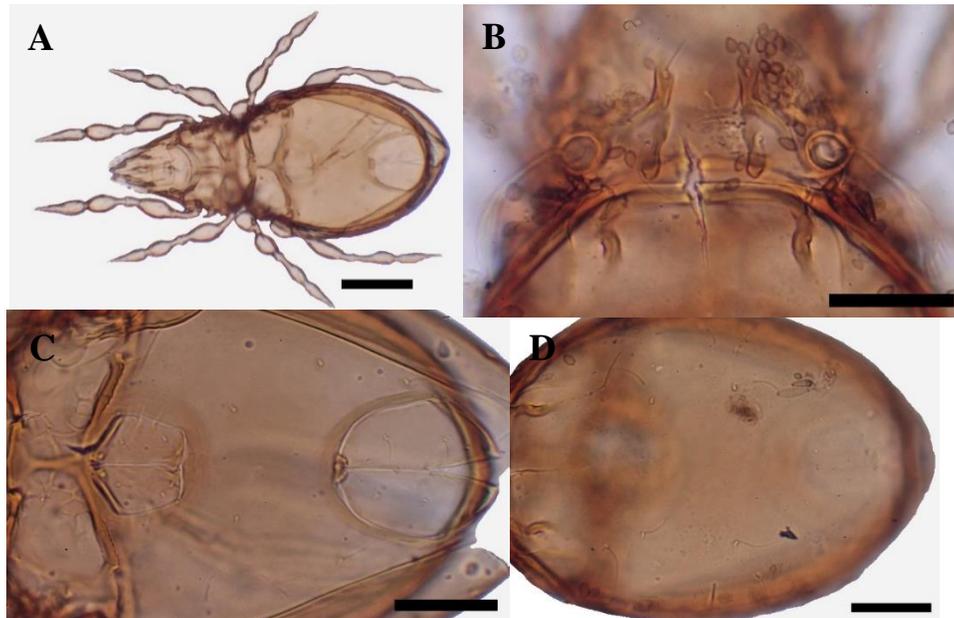


Figura 43. *Oppiella (Oppiella) nova* (Oudemans, 1902) (*Eremaeus*). A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Placa ventrianal. D: Notogaster. Escala: 50 μ m

TRIZETOIDEA Ewing, 1917

SUCTOBELBIDAE Jacot, 1938

Gen 1 y sp 1 (figura 44)

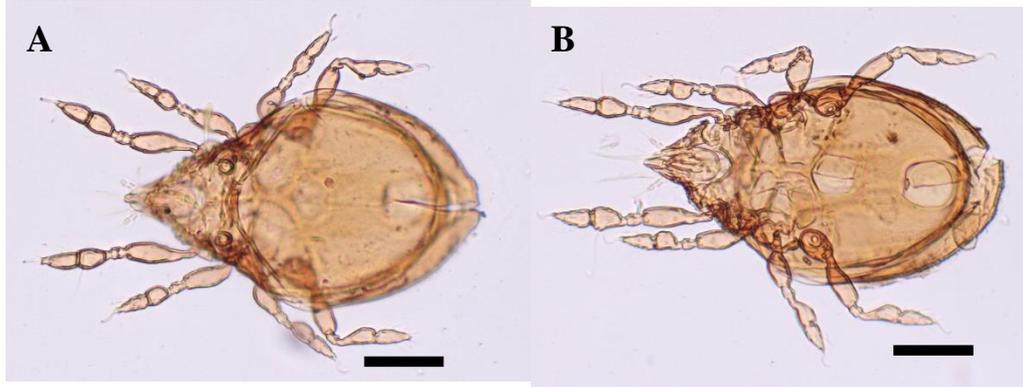


Figura 44. SUCTOBELBIDAE Gen 1 sp. 1. A: Vista dorsal. B: Vista ventral. Escala: 100 μ m.

***Allosuctobelba* sp. 1; sp. 2 (figura 45)**

Distribución mundial actual: Holártica, Oriental y Neotropical

Distribución en el territorio mexicano: Quintana Roo, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (nuevo registro para el estado).

Referencias: (Vázquez *et al.*, 2016)

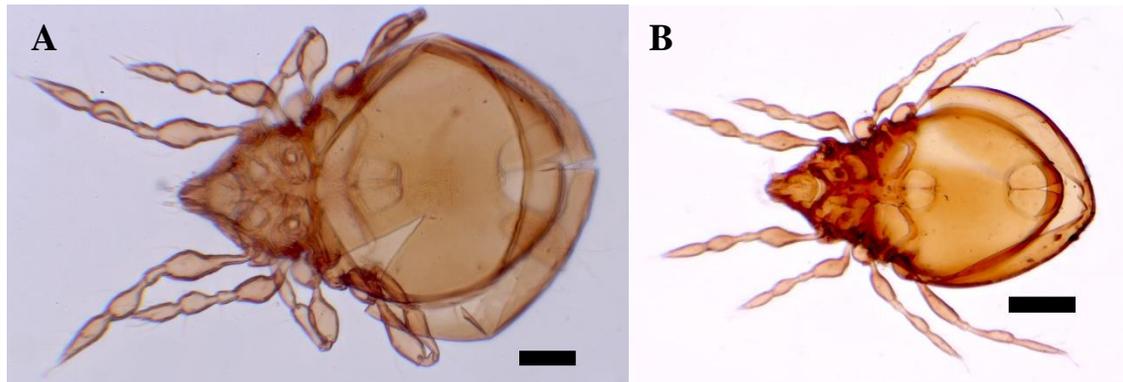


Figura 45. *Allosuctobelba*. A: sp. B: 1; sp. 2. Escala: 50 μ m.

***Suctobelbella (Suctobelbella) pumila* Chinone, 2003 ? (figura 46)**

Distribución mundial actual Japón

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp. y zona de cultivos (aguacate)

Características de diagnóstico: Tipo B (5 pares de sedas genitales), 9 pares de sedas notogastrales. Sensila en forma semilunar. Superficie del notogaster sin excrescencias; sedas del notogaster cortas, gruesas y glabras, seta *lm* no alcanza la seta *lp*. Cuerpo pequeño (160-172 μ m) (figura 46 A-E) (Chinone, 2003).

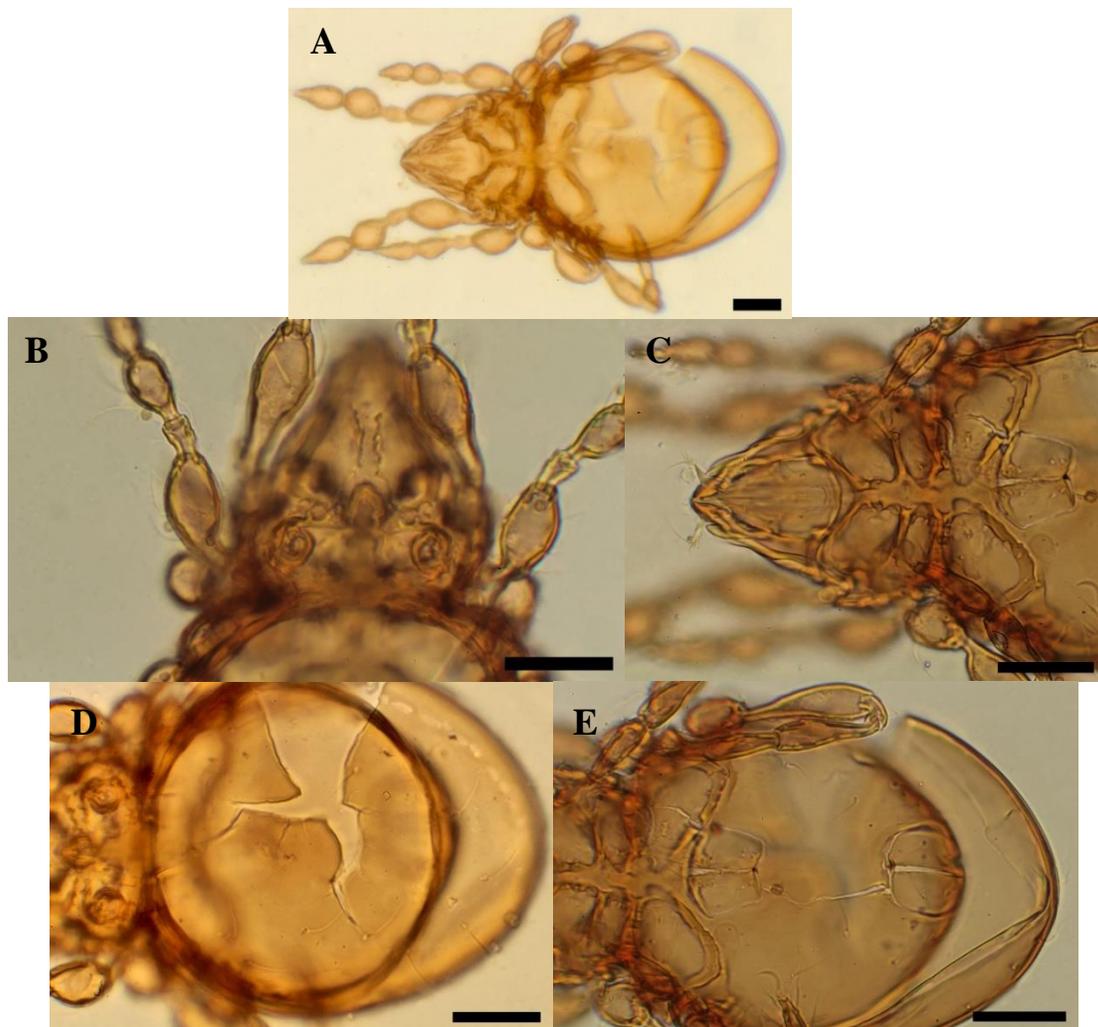


Figura 46. *Suctobelbella (Suctobelbella) pumila* Chinone, 2003. Cuerpo completo (vista dorsal). B: Prodorsum. C: Tribuna rostral. D: Notogaster. E: Placa ventrianal. Escala: 50 μ m.

Suctobelbella (Suctobelbella) singularis (Strenzke, 1950) (*Suctobelba*) (figura 47)

Distribución mundial actual Paleártica (Europa: excepto Oeste, Irán y Este de Paleártica oriental) y Taiwán [Formosa]

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Tipo C (4 pares de sedas genitales). Campo tectopedial relativamente ancho, cerrado anteriormente y margen lateral redondeado. Prodorsum redondeado. Tribuna con 2 dientes laterales. Cuerpo pequeño (figura 47 A-E) (Chinone, 2003).

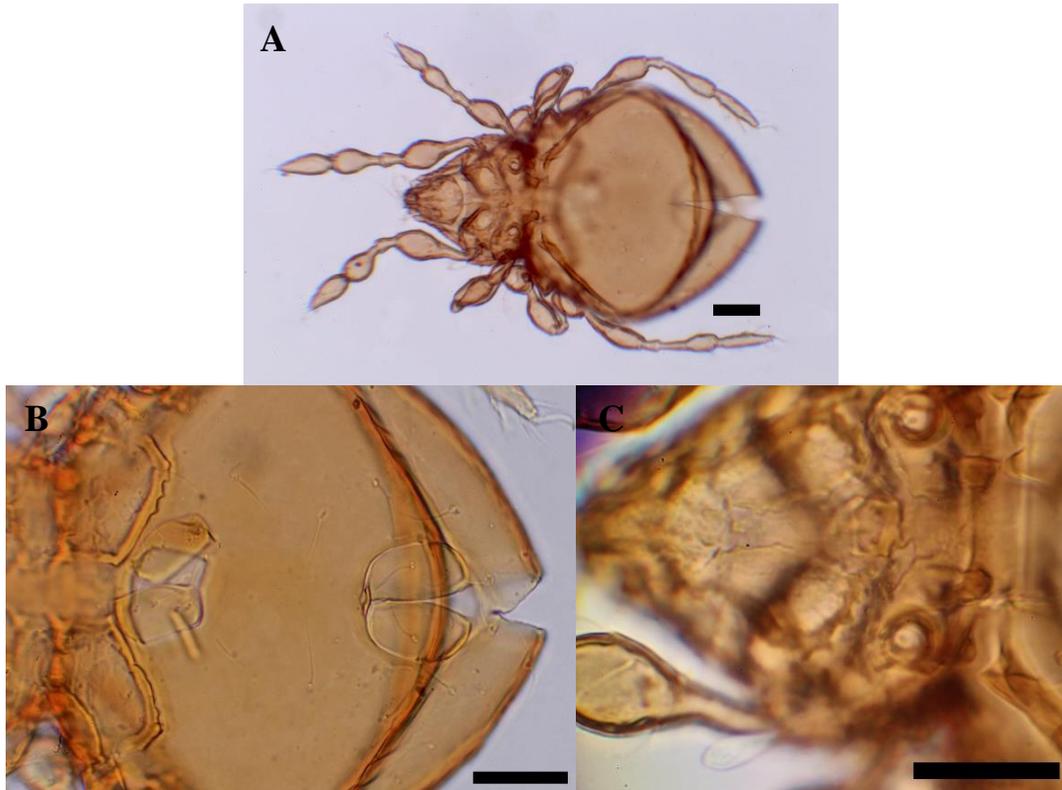




Figura 47. *Suctobelbella (Suctobelbella) singularis* (Strenzke, 1950) (*Suctobelba*). A: Cuerpo completo. B: placa ventrianal. C: Prodorsum. D: Notogaster. E: Tribuna rostral. Escala: 50 μ m.

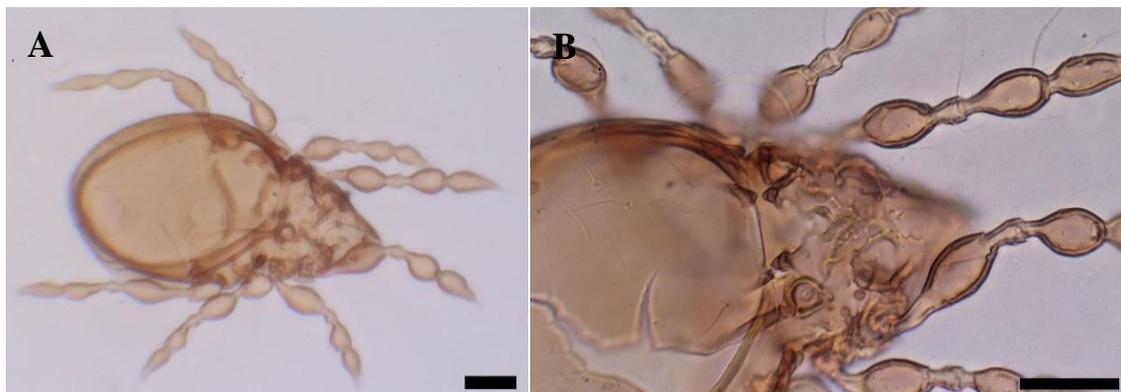
Suctobelbella (Flagrosuctobelba) aokii Chinone, 2003 (figura 48)

Distribución mundial actual Japón

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Tipo A (6 pares de sedas genitales). Sensila con cabeza delgada, de forma semilunar, larga y esbelta. Sedas dorsales largas y sin enrollar. Cavity epimeral débilmente desarrollada. Seta dorsal *lm* alcanza a la seta *lp* (figura 48 A-D) (Chinone, 2003).



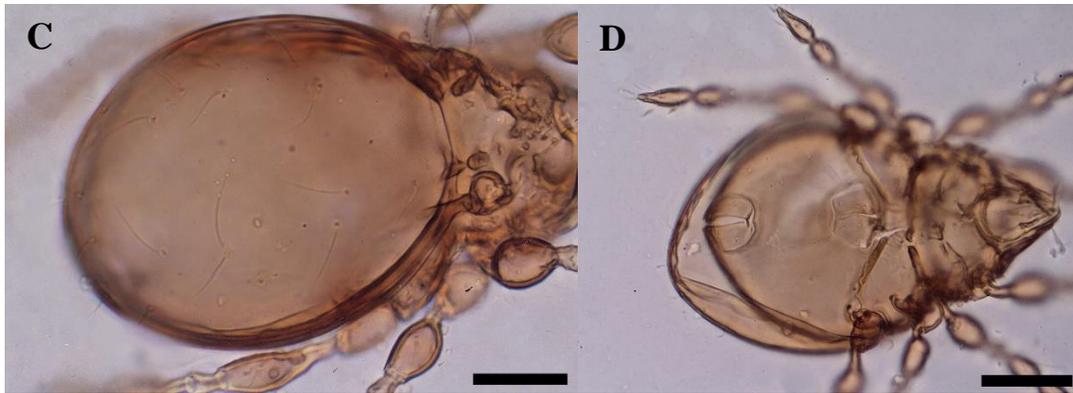


Figura 48. *Suctobelbella (Flagrosuctobelba) aokii* Chinone, 2003. A: Cuerpo completo. B: Prodorsum. C: Notogaster. D: Placa ventrianal. Escala: 50 µm.

RHYNCHORIBATIDAE Balogh, 1961

***Rhynchoribates (Parhynchoribates) grandis* Hammer, 1961**

Distribución mundial actual: Perú

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Infracapitulum suctorial, anártrico; quelíceros pequeños, peloptoides. Apodemas III y IV ausentes, región epimeral fusionada con placa ventral. Siete pares de sedas genitales presentes. La tribuna se estrecha abruptamente. Margen rostral dentado: con 2-6 pequeños dientes laterales posteriores al ápice rostral. Especies grandes: (L: 1350 µm; Ancho: 840 µm). 2-3 dientes laterales extremadamente pequeños presentes (Balogh y Balogh, 1990).

OTOCEPHEOIDEA Balogh, 1966

DAMPFIELLIDAE Balogh, 1961 (1 gen.)

***Dampfella* sp. 1** (figura 49)

Distribución mundial actual Tropical (Etiópica y Neotropical)

Distribución en el territorio mexicano: Veracruz, Quintana Roo, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el país**)

Características de diagnosis: Infracapitulum anartico; gnatosoma suctorial. cuatro (raramente 3) pares de sedas genitales presentes (Balogh y Balogh, 1990).

Referencias: (Grandjean, 1964), (Vázquez *et al.*, 2016)



Figura 49. *Dampfiella* sp. 1 (vista ventral). Escala: 100 μ m.

OTOCEPHEIDAE Balogh, 1961 (1 gen.) (figura 50)

Gen. 1 sp. 1

Distribución mundial actual Pantropical

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (**nuevo registro para el país**).

Características de diagnosis: Infracapitulum diartico; gnatosoma normal. Tres pares de sedas genitales presentes (Balogh y Balogh, 1990).



Figura 50. OTOCEPHEIDAE Balogh, 1961 Gen 1 sp. 1 (vista dorsal). Escala: 50 μ m.

TECTOCEPHEOIDEA Grandjean, 1961

TECTOCEPHEIDAE Grandjean, 1955 (1 gen., 1 sp., 1 sspp.)

***Tectocephus velatus sarekensis* Trägårdh, 1910** (figura 51)

(=*Tectocephus concurvatus* Knülle, 1954)

(=*Tectocephus depressus* Pérez-Íñigo y Baggio, 1989)

(=*Tectocephus latilamellaris* Kardar, 1974)

(=*Tectocephus minor expansus* Berlese, 1914)

(=*Tectocephus velatus angulatus* Mihelčič, 1957)

(=*Tectocephus velatus ibericus* Mihelčič, 1957)

(=*Tectocephus velatus inflexus* Mihelčič, 1957)

Distribución mundial actual Cosmopolita (frecuente)

Distribución en el territorio mexicano: Estado de México, Hidalgo, Guanajuato, Aguascalientes y Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (**Nuevo registro para el estado**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp (poco abundante) zonas de cultivo de aguacate (muy abundante), nido de aves.

Características de diagnosis: Rostrum angular, lamelas con cúspides prominentes que termina con la inserción de la seta lamelar; seta lamelar y rostral ciliada. Translamela presente. Sensila con cabeza ovalada y cubierta de pequeños pelos. Notogaster con una fina capa de cerotegumento; presenta granos finos. La superficie presenta tres depresiones redondeadas y con granos de cerotegumento; son muy evidentes en vista lateral, el resto del prodorsum es plano figura 51 A-E) (Balogh y Balogh, 1990; Nuebel-Reidelbach, 1994; Pérez-Íñigo y Baggio, 1989).

Referencias: (Ojeda, 1985, 1987, 1989), (García, 2017), (Martínez *et al.*, 2019), Damián *et al.*, 2019)

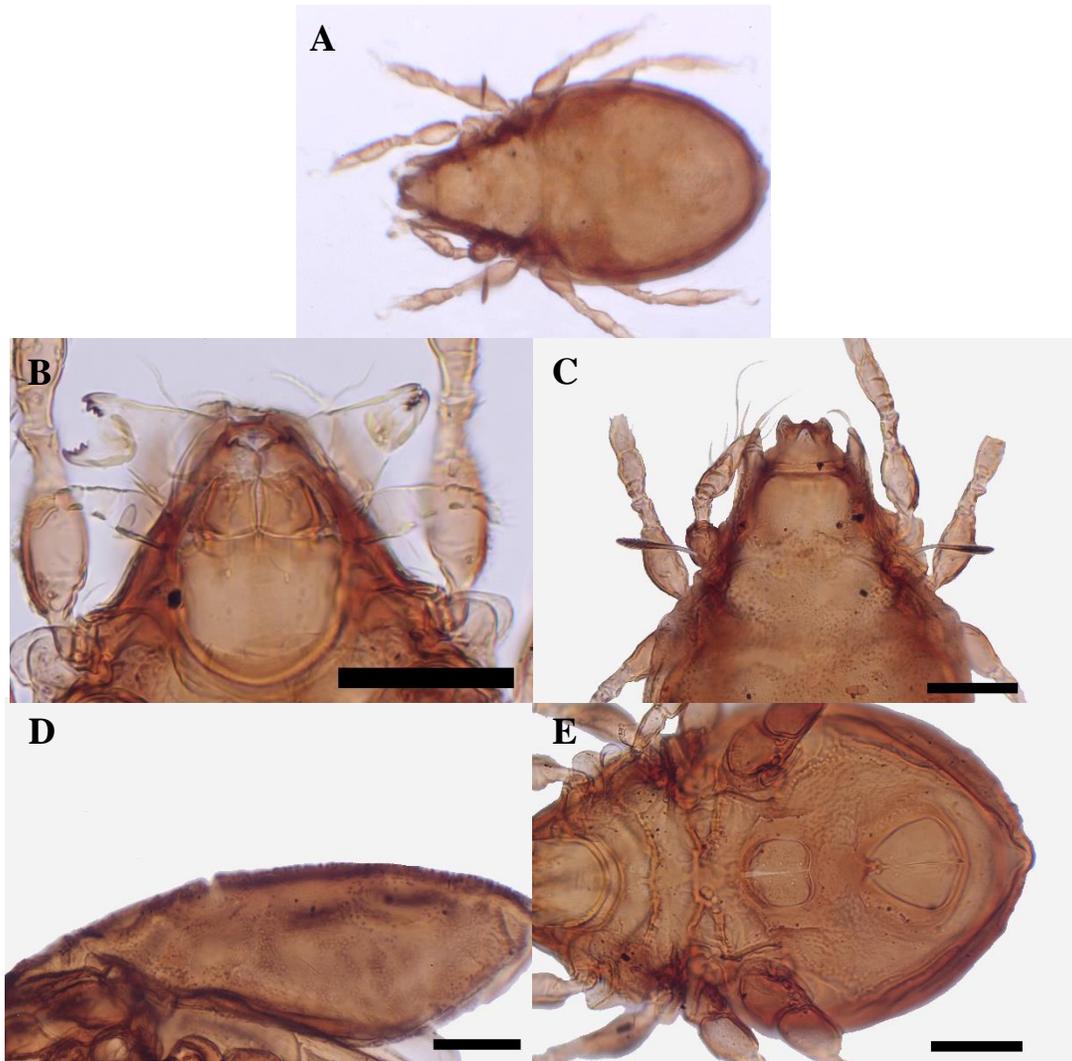


Figura 51. *Tectocephus velatus sarekensis* Trägårdh, 1910. A: Cuerpo completo. B: Gnatosoma. C: Prodorsum. D: Concavidades en el notogaster. E: Placa ventrianal. Escala: 50 μ m.

MICROZETOIDEA Grandjean, 1936

MICROZETIDAE Grandjean, 1936

Acaroceras (Acaroceras) similis Balogh, 1962

Distribución mundial actual Neotropical (Perú y México)

Distribución en el territorio mexicano: Quintana Roo, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (Nuevo registro para México)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Sensilas dirigida hacia adelante, filiforme y ciliados. Las sedas lamelares se originan debajo de las cúspides lamelares; punta interna de la cúspide puntiaguda; ambas puntas opuestas y tocándose. Sedas interlamelares que se extienden más allá de las cúspides. Notogaster más largo que ancho. Sedas notogastrales sin anillos esclerotizados circundantes (Balogh y Balogh, 1988).

Referencias: (Vázquez *et al.*, 2016)

ACHIPTERIOIDEA Thor, 1929

ACHIPTERIIDAE Thor, 1929 (1 gen)

Anachipteria sp 1. (figura 52)

Distribución mundial actual: Holártica, Oriental y Neotropical

Distribución en el territorio mexicano: Estado de México, Ciudad de México, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm.

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Notogaster con áreas porosas y sin sedas. Patas tridáctilas. Lamelas separadas basalmente; cúspides sin dientes internos y externos largos y puntiagudos; cúspides truncadas oblicuamente. Área interlamelar descubierta, triangular (Balogh, 1972).

Referencias: (Palacios-Vargas, 1985, 1988), (Hoffmann y López-Campos, 2000)

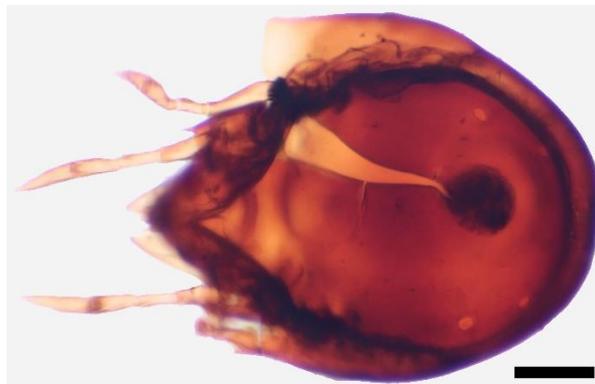


Figura 52. *Anachipteria* sp 1. (vista dorsal). Escala: 100 μ m.

ORIBATELLOIDEA Jacot, 1925

CERATOKALUMMIDAE Balogh, 1970

Cultrobates heterodactylus Willmann, 1930 (figura 53)

Distribución mundial actual Neotropical

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Par de patas I monodáctilo, pares II al IV tridáctilas. Cinco pares de sedas genitales, dos pares de sedas anales y dos adanales. Teromorfo móvil. Sensila con pedúnculo corto y cabeza alargada ligeramente dilatada. Lado ventral con líneas finas y longitudinales. Un arco transversal de pequeños tubérculos en el margen anterior de las epímeras (figura 53 A-D) (Balogh y Balogh, 1990).

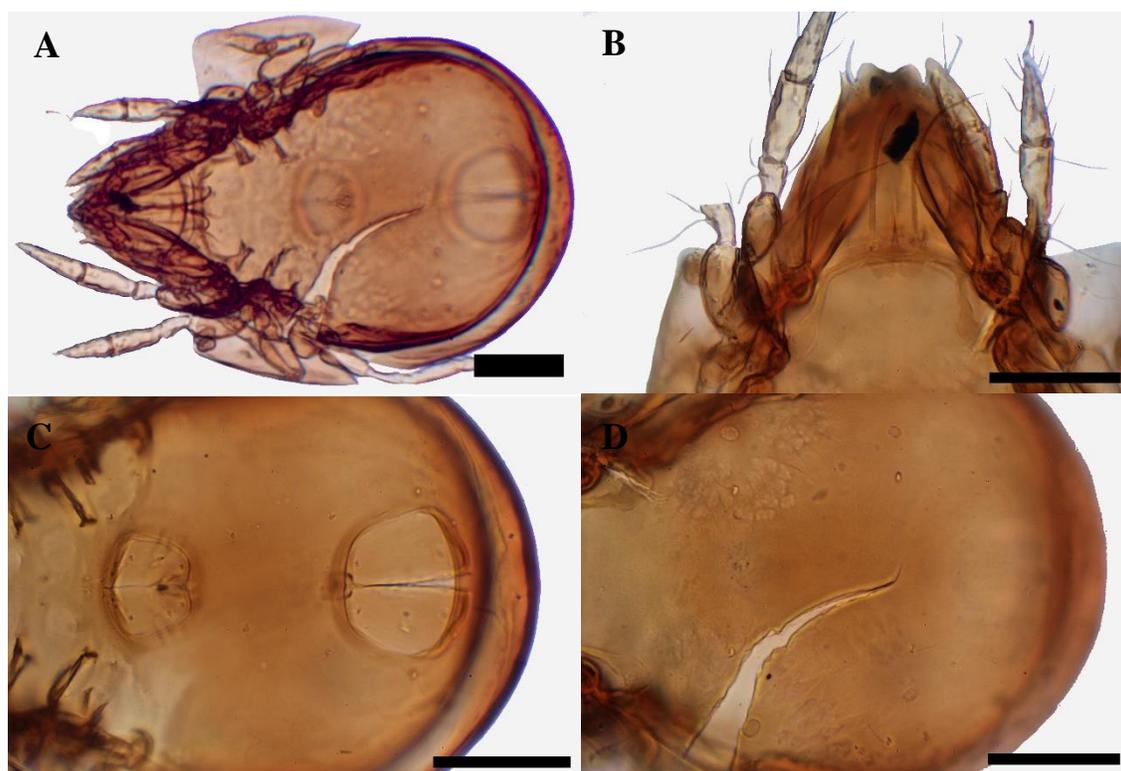


Figura 53. *Cultrobates heterodactylus* Willmann, 1930. A: Cuerpo completo. B: Prodorsum. C: Placa ventrianal. D: Notogaster. Escala: A 100, B-D 50 μ m.

CERATOZETOIDEA Jacot, 1925

CERATOZETIDAE Jacot, 1925

Adoribatella sp. 1 (figura 54)

Distribución mundial actual: Holártica

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (nuevo registro para el país)

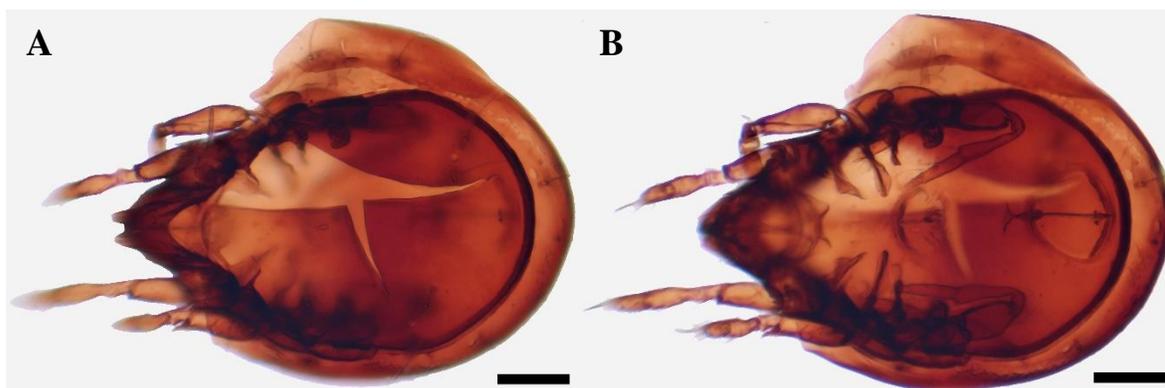


Figura 54. *Adoribatella* sp. 1. A: Vista dorsal. B: Vista ventral. Escala: 50 μ m.

Ceratozetes (figura 55 A: sp. 1; B: sp. 2; C: sp. 3; D: sp. 4)

Distribución mundial actual: Cosmopolita

Distribución en el territorio mexicano: SIN LOC, Morelos, Ciudad de México, Quintana Roo, Hidalgo, Tabasco, Veracruz, Oaxaca, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (Nuevo registro para México)

Referencias: (Hammer, 1969), (Riverón, 1985), (Ojeda, 1987), (Vázquez, 1999), (Palacios-Vargas *et al.*, 2001), (Vázquez *et al.*, 2011), (Vázquez *et al.*, 2016), (García, 2017), (Iglesias *et al.*, 2019), (Palacios-Vargas *et al.*, 2011), (Cabrera *et al.*, 2019), (Bernal *et al.*, 2009)

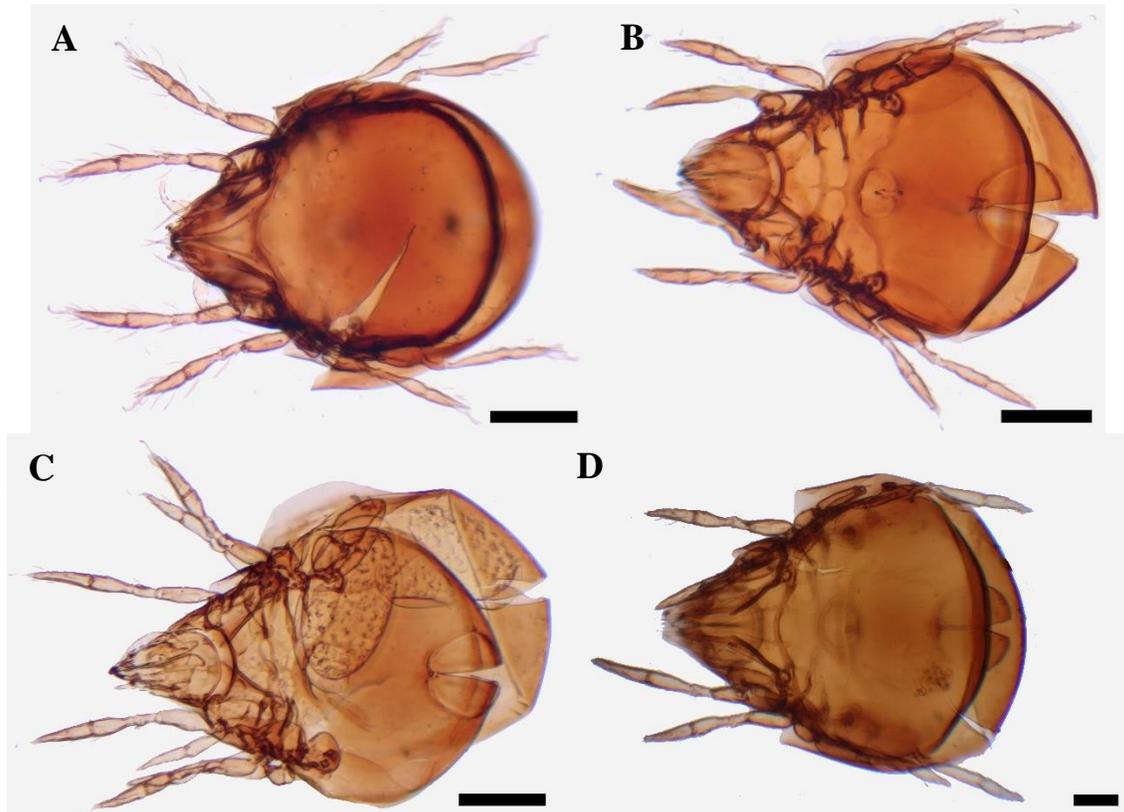


Figura 55. *Ceratozetes*. A: sp. 1. B: sp 2. C: sp 3. D: sp 4. Escala: 100 μ m.

***Trichoribates (Viracochiella) tuberculatus* (Hammer, 1961)**

Distribución mundial actual Pantropical

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm;(nuevo registro para el país)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Translamela corta presente. Cúspides lamelares anchas, redondeadas, casi tocándose, separadas por un espacio profundo. Sensila muy corta, con pedúnculo corto y delgado y cabeza globular. Sedas lamelares cortas, originadas en el borde interno de las cúspides. Sedas interlamelares gruesas, con cilios cortos densos, que se

originan cerca de la sutura dorso-seyugal. Cuatro pares de porosas redondas y pequeñas. Seis pares de sedas genitales. Diez pares de sedas notogastrales cortas y rígidas. Tarsi tridáctilo. Notogaster cubierto de pequeños tubérculos; los que están detrás de la sutura dorso-seyugal dispuestos en filas longitudinales, los que están más atrás no forman un patrón.

ORIPODOIDEA Jacot, 1925

SCHELORIBATIDAE Grandjean, 1933 (2 gen., 4 sp.)

Scheloribates (Scheloribates) curvialatus Hammer, 1961 (figura 56)

Distribución mundial actual Neotropical e India

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (Nuevo registro para México)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Tarso tridáctilo. Sensilas medio larga con tallo más o menos largo y cabeza alargada en forma de huso. Líneas translamelares muy separadas. Una línea transversal tenue presente delante de las líneas translamelares. El borde anterior de notogaster forma tres arcos redondos casi igualmente grandes, de los cuales el del medio llega un poco más hacia adelante que los laterales (figura 56 A-F) (Balogh y Balogh, 1990).



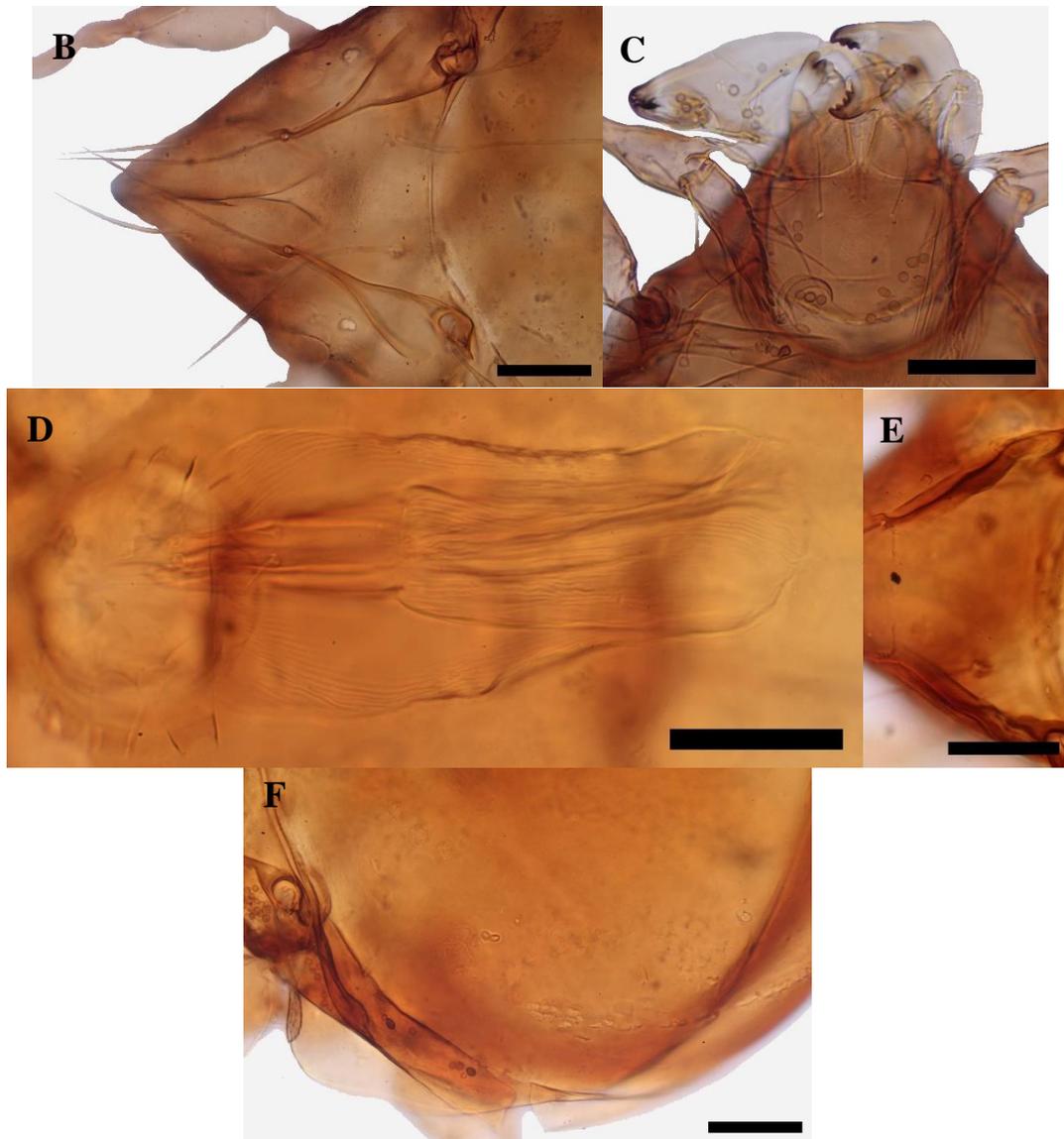


Figura 56. *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* Hammer, 196. A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Prodorsum. C: Gnatosoma. D: Ovipositor. E: Líneas translamelares. F: Notogaster. Escala: A 100, B-F 50 μ m.

***Scheloribates (Scheloribates) elegans* Hammer, 1958** (figura 57)

Distribución mundial actual Tropical: Oriental, Hawái y Neotropical

Distribución en el territorio mexicano: Oaxaca, Tabasco, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (Nuevo registro para el estado)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp., cultivo de café y cavernas

Características de diagnóstico: Tarso tridáctilo. Sensila larga, casi setiforme o apicalmente ligeramente dilatada y estirada en un hilo delgado, su margen anterior con cilios; alcanza el margen lateral de teromorfo (figura 57 A-E) (Balogh y Balogh, 1990).

Referencias: (Bernal *et al.*, 2009), (Palacios-Vargas *et al.*, 2011)

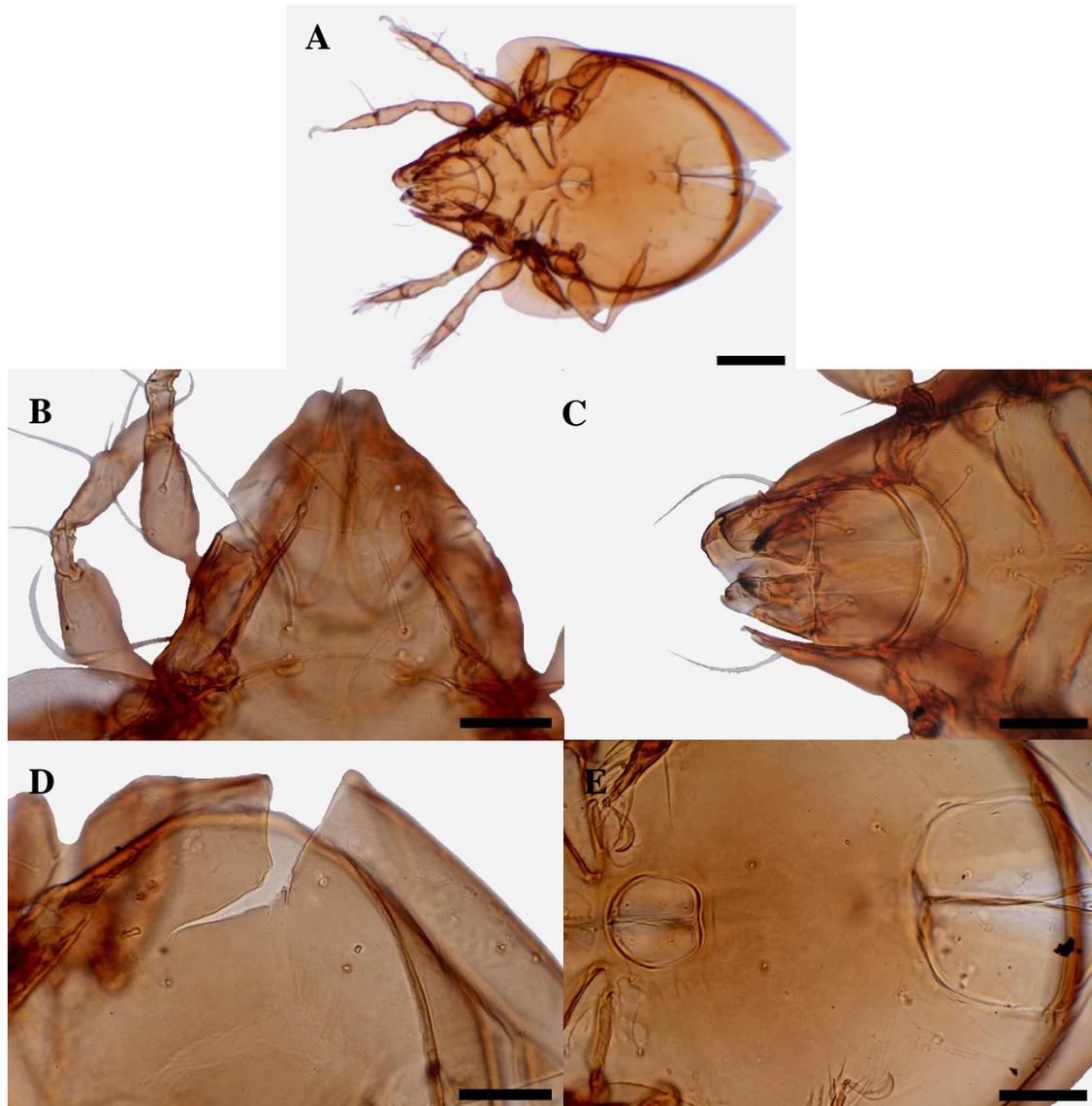


Figura 57. *Scheloribates (Scheloribates) elegans* Hammer, 1958. Cuerpo completo (vista ventral). B: Prodorsum. C: Gnatosoma. D: Notogaster. E: Placa ventrianal. Escala: A 100, B-E 50 μ m.

Scheloribates (Scheloribates) huancayensis Hammer, 1961 (figura 58)

Distribución mundial actual Neotropical e India

Distribución en el territorio mexicano: Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm (Nuevo registro para México)

Hábitat: Cultivo de Aguacate

Características de diagnosis: Tarso tridáctilo. Sensila apicalmente ligeramente dilatada, con cilios cortos (figura 58 A-E) (Balogh y Balogh, 1990).

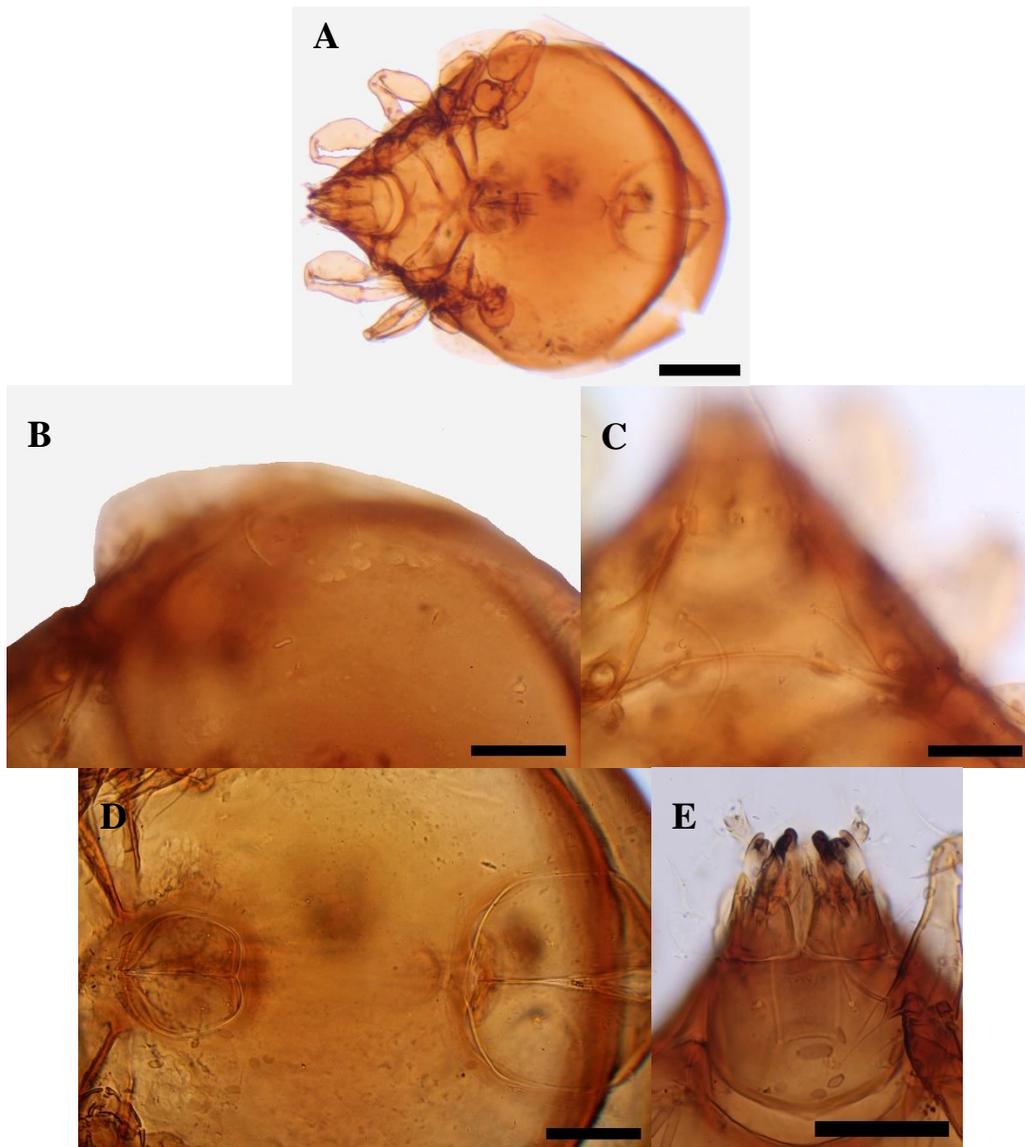


Figura 58. *Scheloribates (Scheloribates) huancayensis* Hammer, 1961. A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Notogaster. C: Prodorsum, D: Placa ventrianal. E: Gnatosoma. Escala: A 100, B-E 50 μ m.

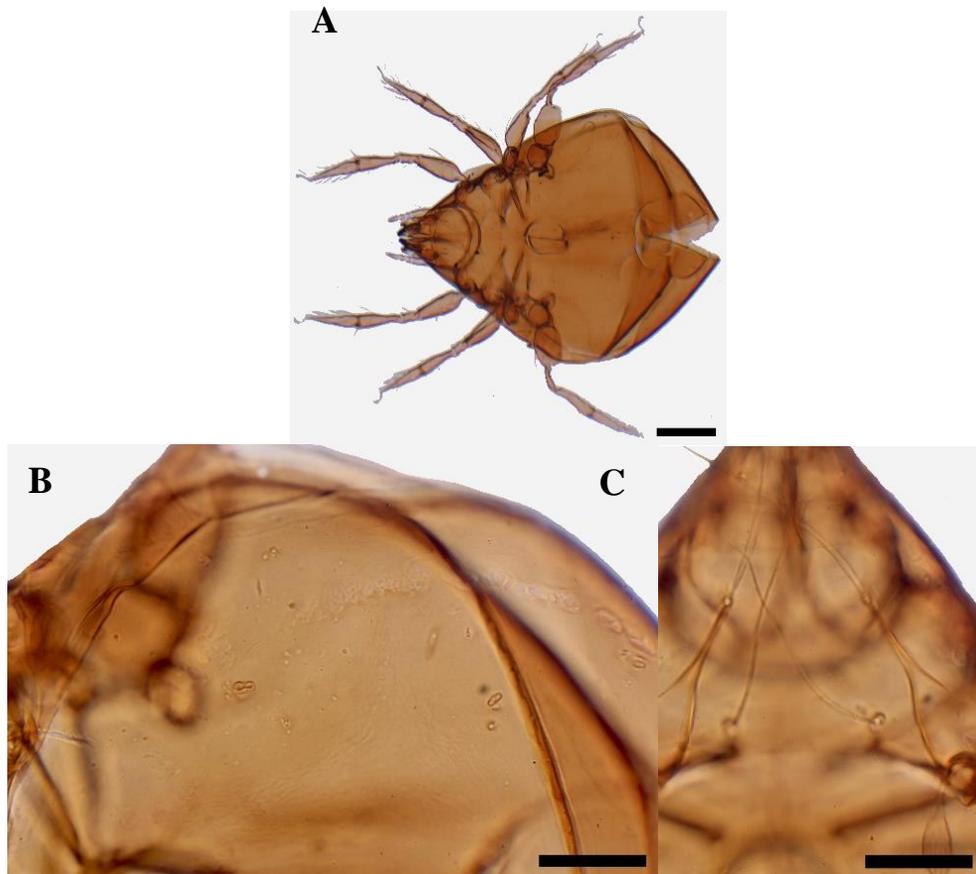
Scheloribates (Scheloribates) pallidulus (Koch, 1841) (Zetes) (figura 59)

Distribución mundial actual Cosmopolita (excepto Antártica)

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Tarso tridáctilo. Cúspide lamelar sin líneas translamelares. Especies grandes. Mitad anterior del notogaster con una fila transversal arqueada de puntos de luz. Sedas notogastrales casi ausentes; sedas del teromorfo (*c* y *la*) ausentes (figura 59 A-E) (Balogh y Balogh, 1990).



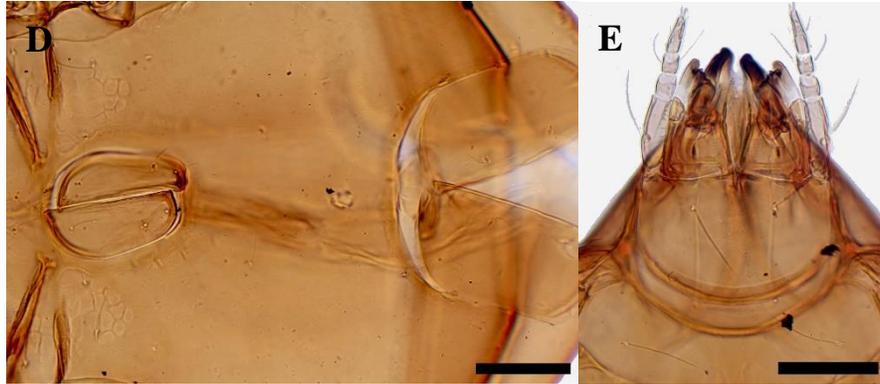


Figura 59. *Scheloribates (Scheloribates) pallidulus* (Koch, 1841) (Zetes). Cuerpo completo (vista ventral). B: Notogaster. C: Prodorsum. D: Placa ventrianal. E: Gnatosoma. Escala: A 100, B-E 50 μ m.

***Scheloribates praeincisus acuticlava* Pérez-Íñigo et Baggio, 1986**

Distribución mundial actual: Neotropical

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Cultivo de aguacate

Características de diagnosis: Tarso tridáctilo. Sensila ligeramente larga, con tallo más o menos largo y cabeza alargada en forma de huso. Líneas translamelares fusionadas con una incisión mediana en forma de V. Una línea transversal tenue presente delante de las líneas translamelares. Línea transversal recta, teromorfo arqueado lateralmente (Balogh y Balogh, 1990).

***Scheloribates (Perscheloribates) sp. 1* (figura 60)**

(=*Ischeloribates* Corpuz-Raros, 1980)

(=*Scheloribatella* Mahunka, 1984)

Distribución mundial actual Pantropical y subtropical

Distribución en el territorio mexicano: Veracruz, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (**nuevo registro para el estado**).

Referencias: (Villagomez y Palacios-Vargas, 2017)



Figura 60. *Schelorbates (Perschelorbates) sp. 1* (vista ventral). Escala: 50 μm .

PROTORIBATIDAE Balogh et P. Balogh, 1984 (1 gen., 1 sp.)

Protoribates (Protoribates) capucinus Berlese, 1908

Distribución mundial actual: Cosmopolita (excepto Antártica)

Distribución en el territorio mexicano: Veracruz, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (Nuevo registro para el estado)

Hábitat: Cultivo de aguacate

Características de diagnosis: Áreas porosas notogastrales ovaladas. Sensila acuminada, ciliadas a lo largo del margen. Dorsophragmata inusualmente largo, subigual a la distancia mutua, sedas lamelares cortas, no extendidas más allá de la tribuna, sedas interlamelares cortas, robustas; sedas adanales *ad1-2* ambas cortas, generalmente no visibles en vista dorsal; discidio grande, redondeado distalmente (Walter y Latonas, 2013).

Referencias: (Villagomez *et al.*, 2019; Villagomez y Palacios-Vargas, 2017)

Protoribates (Protoribates) dentatus (Berlese, 1883) (Oribata) (figura 61)

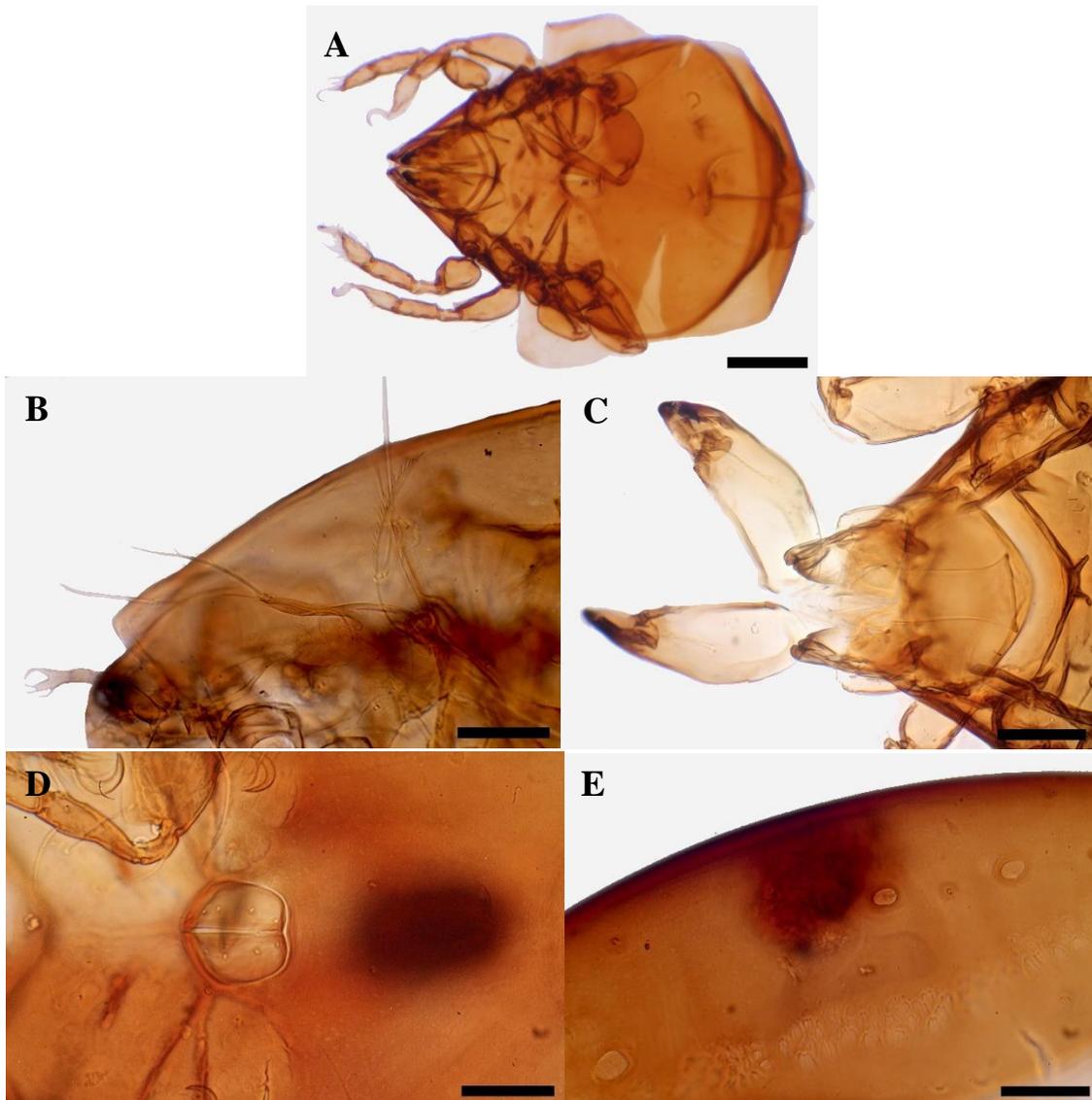
(=*Peloribates vastus* Mihelčič, 1956)

Distribución mundial actual Holártica, Oriental y Australiana: Melanesia (I. Fiji)

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Cultivo de aguacate

Características de diagnóstico: Placas genitales con 5 pares de sedas. Quilla ventral del fémur II producida en un espolón distal dirigido ventralmente; sedas adanales posteriores *ad1* muy largas y *ad2* muy cortas; tarsos I generalmente monodáctilo y II-IV heterotridáctilo o con número variable de garras; discidio subtriangular, cúspide cónica, pero no en forma de aguja (figura 61 A-E) (Walter y Latonas, 2013).



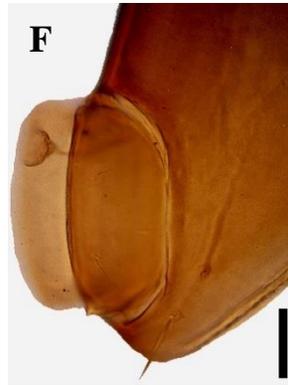


Figura 61. *Protoribates (Protoribates) dentatus* (Berlese, 1883) (*Oribata*). A: Cuerpo completo. B: Prodorsum. C: Gnatosoma. D: Epímeras y placa genital. E: Notogaster y áreas porosas. F: Placa genital. Escala: A 100, B-F 50 μ m.

HAPLOZETIDAE Grandjean, 1936

***Lauritzenia minimicoma* (Beck, 1964) (*Haplozetes*)**

Distribución mundial actual Neotropical e India

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Sensila larga, con pedúnculo largo y cabeza corta, ligeramente dilatada. Patas monodáctilas. Cuatro pares de sedas genitales (Balogh y Balogh, 1990).

GALUMNOIDEA Jacot, 1925

GALUMNIDAE Jacot 1925 (2 gen.)

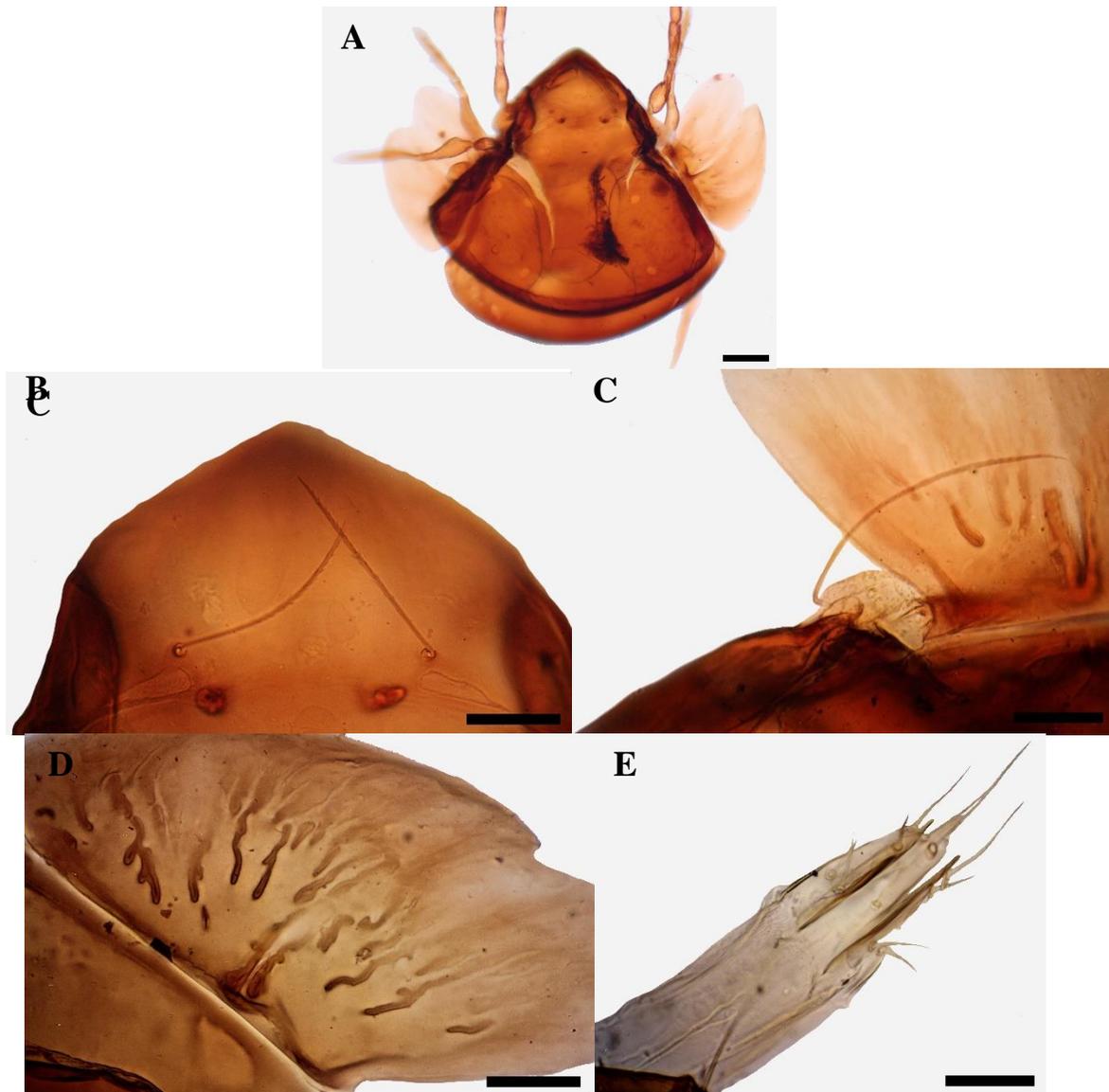
***Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* (Berlese, 1904) (*Oribata elimata* l.) (figura 62)**

Distribución mundial actual: Semicosmopolita: Holártica, Etiópica, Oriental (India: Kerala y China suroriental) y Nueva Zelanda

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Sensila larga setiforme y barbada. Sedas prodorsales bastante largas, la longitud de estas va decreciendo desde la seta interlamelar a la rostral. Notogaster con 10 pares de alvéolos setales, incluido la *c2* en el teromorfo, la lírifisura *im* ubicada entre los alvéolos *lm* y *lp*. Cinco pares de áreas porosas presentes: dos áreas porosas *Aa* y *A1* bastante redondeadas, *A2* y *A3* alargadas, *pf* del poro mediano ausente en la hembra, pero varios poros presentes en el macho entre las áreas porosas *A3*. Seis pares de sedas genitales, con dos pares en fila anterior, otros cuatro pares en dos filas longitudinales; sedas *g1-g5* insertadas a distancias similares entre sí. Sedas aggenitales posteriores a la abertura genital, insertadas aproximadamente tan anchas entre sí como el par *4b*. Tarso tridáctilo (figura 62 A-I) (Seniczak *et al.*, 2012).



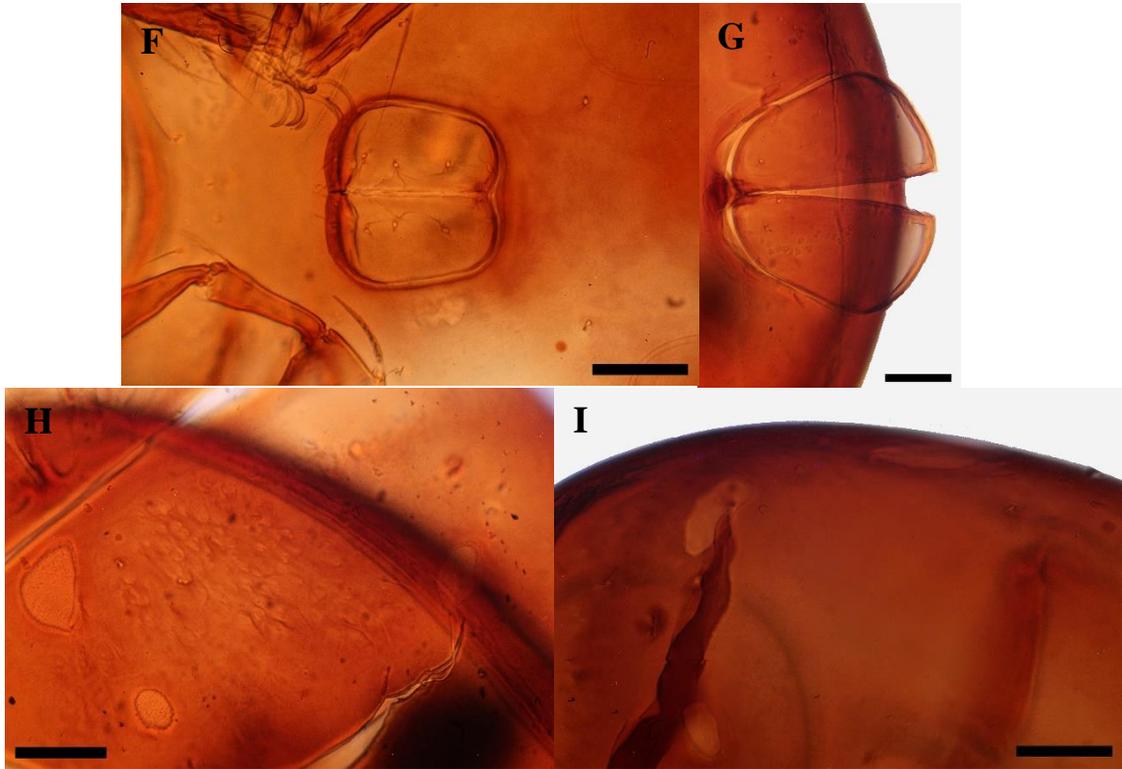


Figura 62. *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* (Berlese, 1904) (*Oribata elimata* l.). A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Prodorsum. C: Sensila. D: Teromorfo. E: Ovipositor. F: Placa genital. G: Placa anal. H-I: Áreas porosas. Escala: A 100, B-I 50 μ m.

Galumna sp. 1

Distribución mundial actual: Cosmopolita

Distribución en el territorio mexicano: Yucatán, Morelos, Chiapas, Guerrero, Ciudad de México, Jalisco, Quintana Roo, Coahuila, Hidalgo, Veracruz, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm (**nuevo registro para el estado**).

Referencias: (Pearse, 1936), (Palacios-Vargas, 1982), (Palacios-Vargas *et al.*, 1985), (Riverón, 1985), (Ojeda, 1987), (Agustín, 2000), (Vázquez, 1999), (Palacios-Vargas, Fuentes, *et al.*, 1998), (Quintero y Otero, 1996), (Ojeda y Gasca-Pineda, 2019), (Vázquez *et al.*, 2011), (Vázquez *et al.*, 2016), (García, 2017), (Iglesias *et al.*, 2019), (Cabrera *et al.*, 2019), (Tome *et al.*, 2015)

Galumna (Galumna) agueroi P. Balogh, 1997 (figura 63)

Distribución mundial actual Costa Rica.

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm; Finca Puerta Verde, 19°23'47.6"N; 102°05'19.7"W, 1725 (Nuevo registro para México)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp., cultivo de aguacate

Características de diagnóstico: Sedas interlamelares diminutas. Superficie del prodorsum no estriada; pteromorfos sin patrón reticulado. Áreas porosas redondeadas. Los alvéolos setales notogastrales *la* insertados posteriormente a las áreas porosas *Aa*. Sedas rostrales y lamelares de tamaño mediano; cabeza del sensila con púas, alargada, similar en longitud al tallo (figura 63 A-D) (Ermilov *et al.*, 2015).

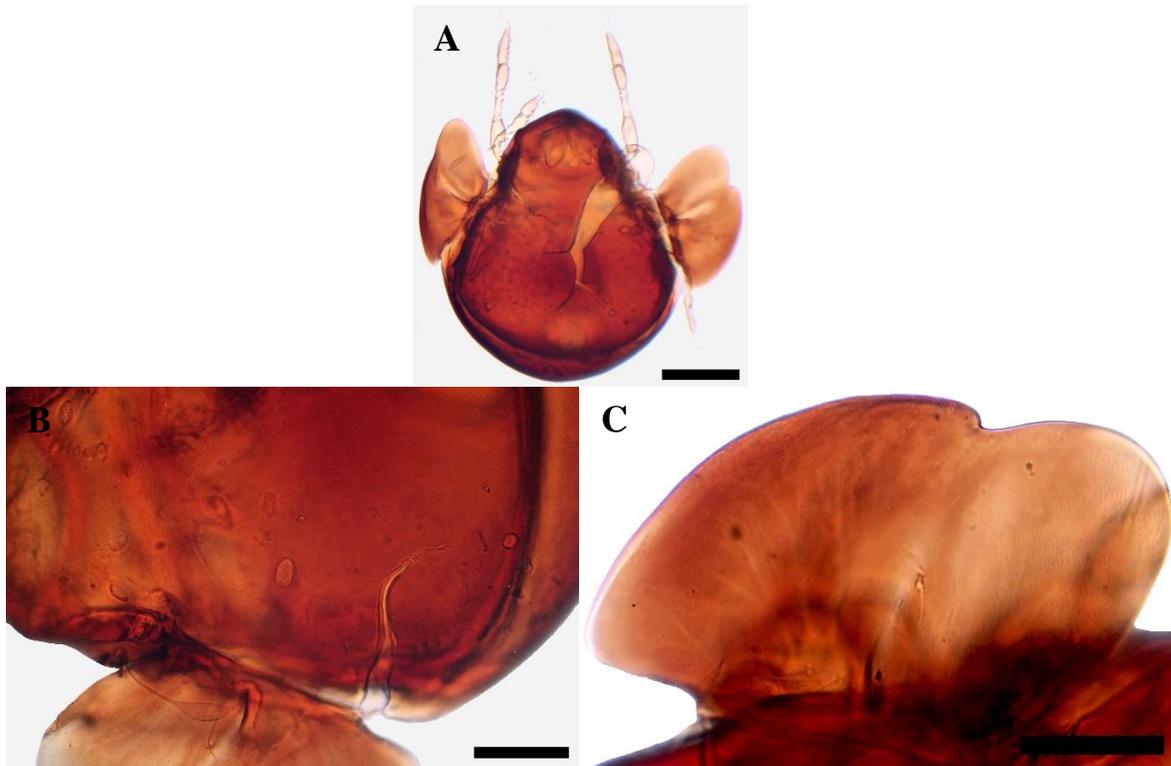




Figura 63. *Galumna (Galumna) agueri* P. Balogh, 1997. A: Cuerpo completo (vista dorsal). B: Prodorsum y notogaster. C: Teromorfo. D: Placa ventrianal. Escala: A 100, B-D 50 μ m.

***Galumna (Galumna) egregia* Sellnick, 1923**

Distribución mundial actual: Neotropical (Brasil y Panamá).

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm; Carretera Uruapan-El Copetiro, Tanaxuri, Municipio de Uruapan, Finca Mi Ranchito 1, 19°23'47.2"N; 102°05'58.1"W, 1683 msnm (Nuevo registro para México)

Hábitat: Cultivo de aguacate

Características de diagnóstico: Sedas interlamelares diminutas. Superficie del prodorsum no estriada; pteromorfos sin patrón reticulado. Zonas porosas notogastrales *Aa* ovaladas. Cabeza de sedas de la sensila: una sexta parte de la longitud del tallo (Ermilov *et al.*, 2015).

***Galumna (Galumna) pusilla* Sellnick, 1923**

Distribución mundial actual Brasil

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Sensila setiforme. Sedas interlamelares diminutas. Superficie del prodorsum lisa. Tribuna redondeada. Margen notogastral anterior desarrollado. Área porosa *A1* redondeadas (Ermilov *et al.*, 2015).

***Pergalumna* sp.**

Distribución mundial actual: Cosmopolita

Distribución en el territorio mexicano: Guerrero, Yucatán, Veracruz, Quintana Roo, Campeche, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**nuevo registro para el estado**)

Referencias: (Palacios-Vargas, 1983), (Hoffmann *et al.*, 1986), (Zeppellini Filho y Castaño, 1995), (Villagomez y Palacios-Vargas, 2017), (Vázquez *et al.*, 2011)

***Pergalumna (Pergalumna) melloi* Pérez-Íñigo et Baggio, 1986**

Distribución mundial actual Neotropical (Brasil)

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Sensila setiforme. Notogaster sin estrías y redondeado. Sedas interlamelares largas, pero más cortas que las sensilas. Zonas porosas notogastrales *AI* ovaladas y claramente más grandes que otras zonas porosas (Ermilov *et al.*, 2014).

***Pergalumna (Pergalumna) boliviana* Ermilov, 2013** (figura 64)

Distribución mundial actual Bolivia

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Sensila setiforme. Superficie del prodorsum con tres bandas estriadas (una basal, transversal y dos dorso-lateral, bandas estriadas longitudinales). Parte posterior de notogaster con bandas estriadas (figura 64 A-F) (Ermilov *et al.*, 2014).

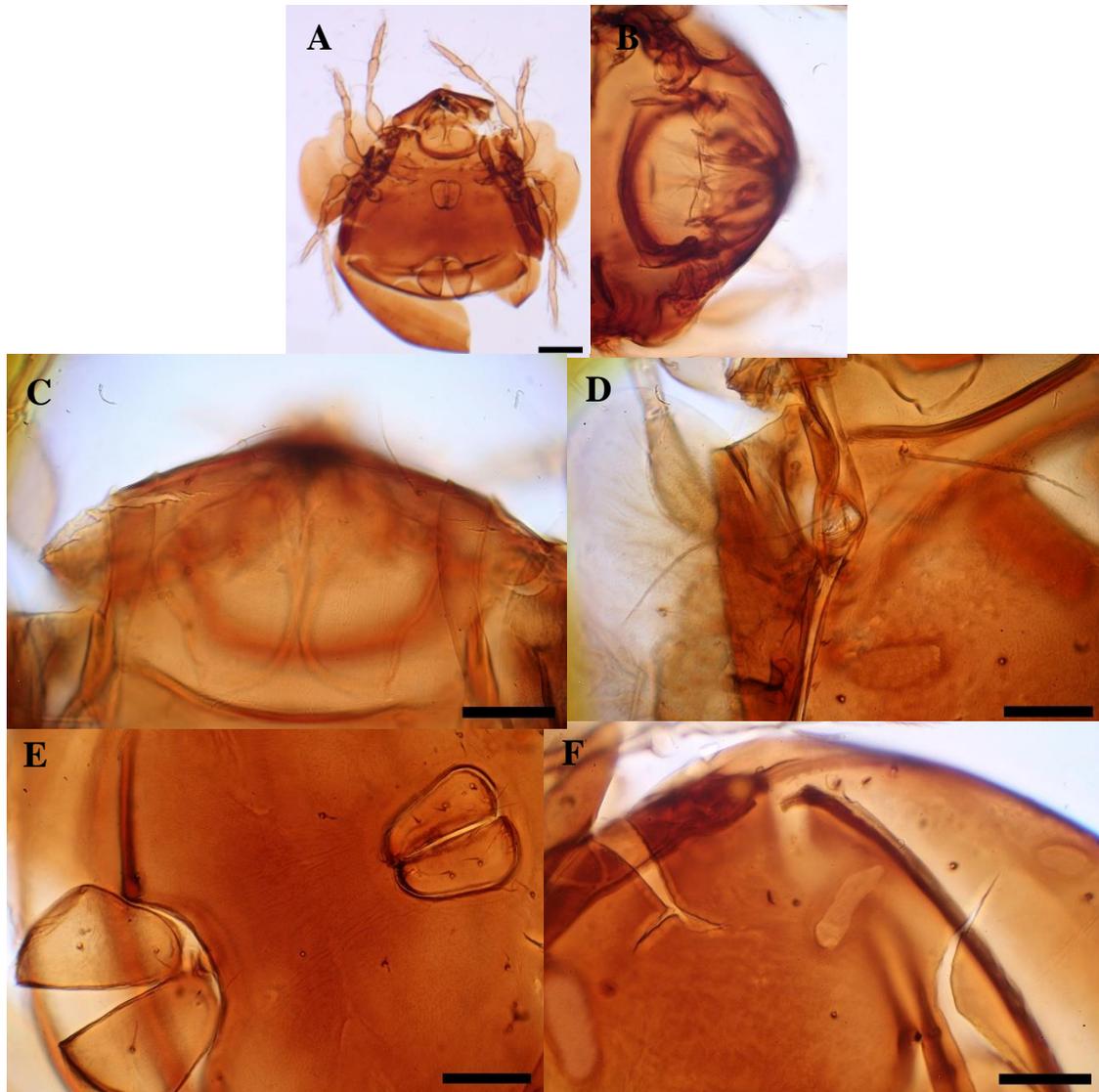


Figura 64. *Pergalumna (Pergalumna) boliviana* Ermilov, 2013. A: Cuerpo completo (vista ventral). B: Tribuna rostral. C: Prodorsum. D: Sensila. E: Placa ventrianal. F: Áreas porosas notogastrales. Escala: A 100, B-E 50 μ m.

Pergalumna (Pergalumna) brasiliensis (Sellnick, 1923) (*Galumna*) (figura 65)

Distribución mundial actual Brasil

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Sensila setiforme. Sedas interlamelares diminutas. Superficie del prodorsum no punteada. Tribuna puntiaguda. Margen notogastral anterior no desarrollado. Áreas porosas AI ovaladas alargadas (figura 65 A-D) (Ermilov *et al.*, 2014).

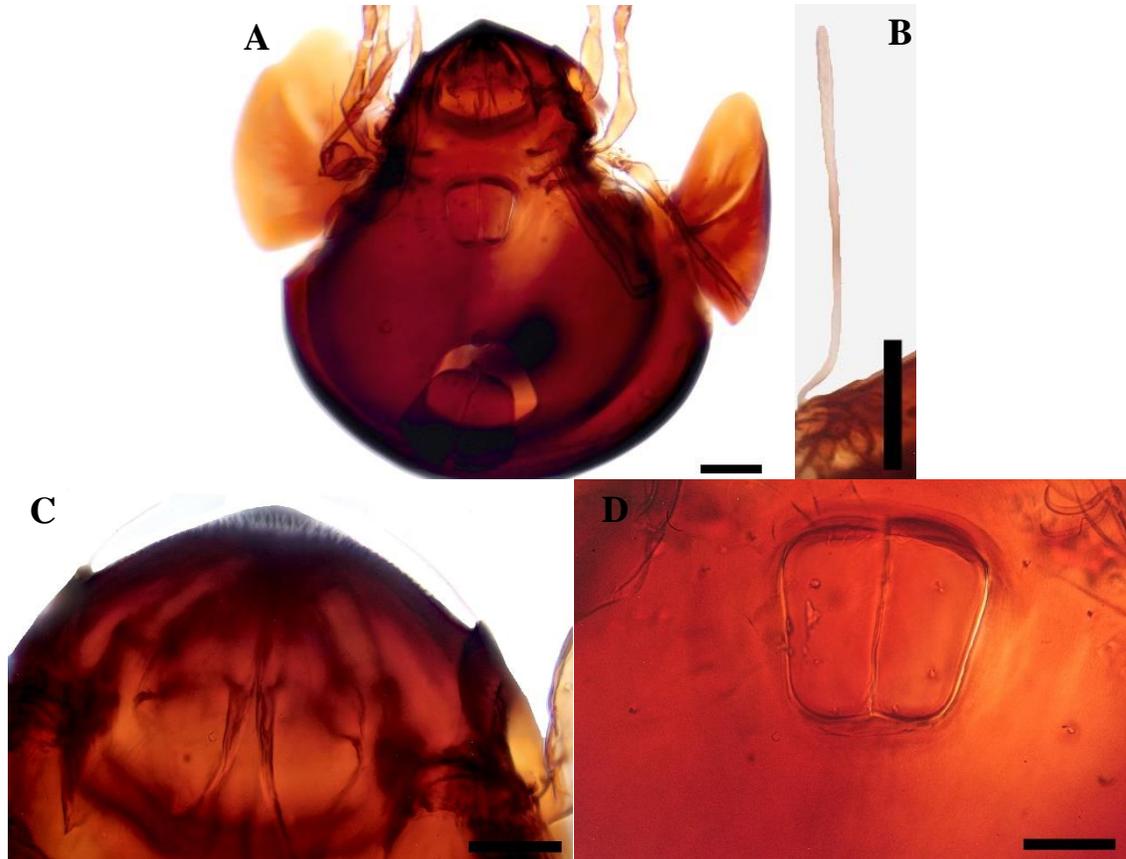


Figura 65. *Pergalumna (Pergalumna) brasiliensis* (Sellnick, 1923) (*Galumna*). A. Cuerpo completo (vista ventral). B: Sensila. C: Prodorsum. D: Placa genital. Escala: A 100, B-D 50 μ m.

***Pergalumna (Pergalumna) ecuadorensis* Ermilov et Kalúz, 2012**

Distribución mundial actual: Ecuador

Distribución en el territorio mexicano: Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para México**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnosis: Sensila setiforme. Margen del notogaster no desarrollado. Superficie del prodorsum liso. Áreas porosas AI ovaladas. Sedas interlamelares ligeramente

más largas que las sensilas. Seta adanal diminuta, *ad3* insertadas lateralmente a las lirifisuras *iad* (Ermilov *et al.*, 2014).

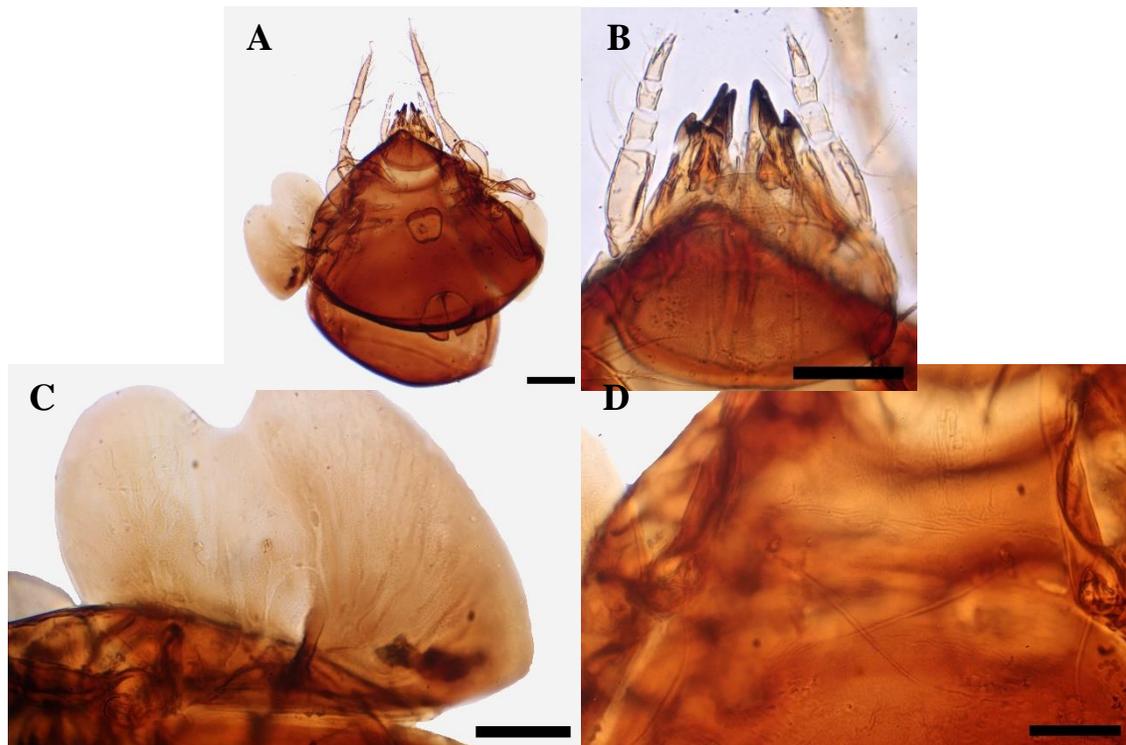
***Pergalumna (Pergalumna) magnipora magnipora* (Hammer, 1961)** (figura 66)

Distribución mundial actual Neotropical (Perú y México)

Distribución en el territorio mexicano: Quintana Roo, Michoacán: Carretera Uruapan-El Copetiro, El Rosario, Municipio de San Juan Nuevo, 19°23'27.8"N;102°10'30.8"W, 2160 msnm (**Nuevo registro para el estado**)

Hábitat: Hojarasca y suelo de bosque de *Pinus* spp. y *Quercus* spp.

Características de diagnóstico: Sensila setiforme. Sólo la parte basal del prodorsum estriado. Sedas interlamelares de tamaño mediano. Áreas porosas notogastrales *Aa* alargadas transversalmente (figura 66 A-F) (Ermilov *et al.*, 2014).



F

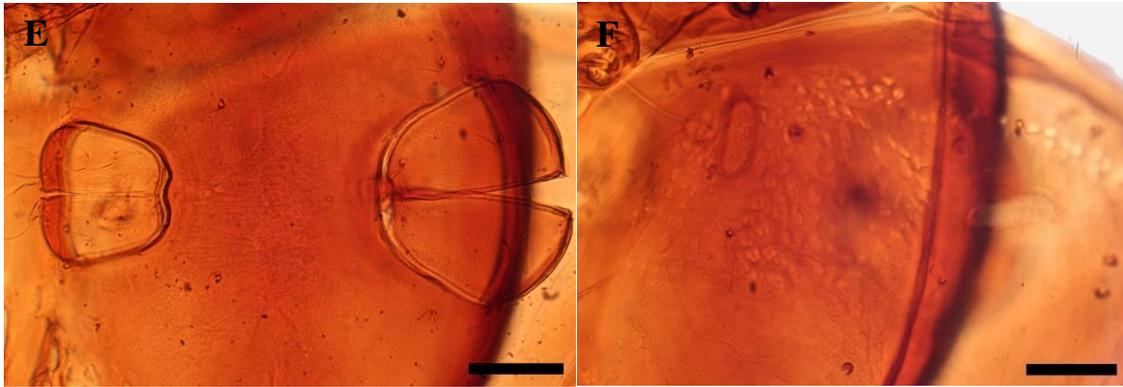


Figura 66. *Pergalumna (Pergalumna) magnipora magnipora* (Hammer, 1961). A: cuerpo completo. B: Gnatosoma. C: Teromorfo. D: Prodorsum. E: Placa ventrianal. F: Áreas porosas notogastrales. Escala: A 100, B-F 50 μ m.

1.4 DISCUSIÓN

La fauna edáfica es sensible a la perturbación de las propiedades del suelo, por lo tanto, los ecosistemas naturales tienden a presentar mayor diversidad que los ecosistemas agrícolas, aunque en estos últimos la abundancia puede ser mayor y responde al incremento poblacional de ciertas especies oportunistas (Estrada-Venegas, 2012a; Muñoz y Rodríguez, 2014; Zerbino *et al.*, 2008). Por ejemplo, los ácaros oribátidos son muy sensibles a los cambios de uso del suelo y estrategias productivas intensivas, en contraste, los astigmados y prostigmados suelen presentar mayores densidades en sistemas agropecuarios, ya que la antropización de los ecosistemas les genera un gran beneficio (Behan-Pelletier, 1999; Prieto y Estrada-Venegas, 2013). Ciertamente, si se logra disminuir el impacto en los ecosistemas agrícolas, mediante el empleo de buenas prácticas agrícolas, se puede mantener una alta diversidad y abundancia de especies (Bedano *et al.*, 2006).

La abundancia relativa de artrópodos edáficos, permite entender el nivel de perturbación de los ecosistemas. (Hermosilla y Rubio, 1974) proponen que la relación entre abundancia entre taxones que presenten diferentes funciones ecológicas, lo que puede ser utilizado como un indicador de antropización y degradación del suelo. (Bedano *et al.*, 2001; Robaina, 2010; Socarras, 2013; Socarrás *et al.*, 1966; Socarrás y Izquierdo, 2014; Socarrás y Robaina, 2011) proponen tres relaciones o balances de los grandes grupos de ácaros para indicar la calidad del suelo, entre oribátidos/astigmados existe una relación negativa, es decir cuando un grupo aumenta el otro disminuye, permitiendo así, evaluar el grado de desbalance de la biocenosis edáficas. La relación entre oribátidos/prostigmados, permite evaluar fertilidad y el desequilibrio que se presenta en un área, finalmente, ente mesostigmados/astigmados se encuentra una relación parecida al de oribátidos/astigmados, donde un aumento del grupo ubicado en el denominador es sinónimo de desbalance.

De estas tres relaciones, la de oribátidos/astigmados muestra la mayor sensibilidad a los impactos del suelo. Los resultados del presente estudio son equivalentes a los encontrados por los autores mencionados, encontrando una relación positiva de 14 en el bosque de pino y encino, 0.63 en el aguacate orgánico y 0.21 en el aguacate convencional, lo que denota una fuerte afectación al suelo en los ecosistemas agrícolas.

La diversidad de especies de Oribatida encontrada en el bosque de pino y encino fue alta (62 taxones) y se encuentra ligeramente arriba del rango de especies reportado (40-60), en suelos de bosque de pináceas y cupresáceas. Existen múltiples trabajos de diversidad de oribátidos en bosques de pinos y encinos, (Seniczak *et al.*, 1997, 1998) reporta 55 y 65 taxas en un bosque polaco de *Pinus sylvestris*, (Huhta *et al.*, 2012) reporta una alta diversidad (96 spp.) en un bosque Finlandés de pináceas. En España (Subías, 2015) encontró variación en la diversidad de especies en suelos de *Pinus silvestris*, *Quercus rotundifolia* y *Quercus faginea* (34, 44 y 56 spp. respectivamente). En Chile (Martínez y Casanueva, 1995) encontraron únicamente 10 especies en *Pinus radiata*. En México, (García, 2017) encontró 66 especies de 31 familia en hojarasca y suelo de *Quercus pringlei*, *Pinus cembroides*, *P. greggii*, *P. patula* y *P. pseudostrobus*, (Martínez *et al.*, 2015) 5 spp en *Pinus teocote*, *P. patula*, *P. montezumae*, *Quercus laurina*, *Q. crassifolia* y *Q. rugosa*. Finalmente, (Moreno y Bassols-Batalla, 1985) encontraron 14 especies de oribátidos en suelo de *Pinus hartwegii* en la Ciudad de México.

En contraste, en el cultivo de aguacate se encuentran pocos trabajos que hablen sobre los especies de ácaros que se han adaptado a las condiciones del suelo en las que se desarrolla este cultivo, principalmente de Oribátida (Pareja *et al.*, 2011). En Perú (Muñoz y Rodríguez, 2014) extrajeron ácaros del suelo, aunque solo reportan especies del Orden Mesostigmata, (García, 2018) estudió los ácaros asociados al cultivo de aguacate, si bien reporta ácaros oribátidos estos no fueron identificados. De igual manera en Cuba (Chávez *et al.*, 2017) encontró especímenes de la familia Oppiidae y al igual que los otros autores estos especímenes tampoco fueron identificados. Finalmente, (Salvador de Jesús, 2014) reporta 10 familias y siete géneros en el estado de Michoacán, México.

De los 70 taxones encontrados en los 3 ecosistemas, 33 son neotropicales, 10 cosmopolitas, 7 pantropicales, 5 holoárticas, 3 orientales y 2 semicosmopolitas (Subías, 2020). De estos taxones 31 corresponden a nuevos registros para el país, los restantes corresponden a nuevos registros para el estado, previamente solo se ha reportado el género *Scheloribates* para Michoacán (Palacios-Vargas, 1994; Palacios-Vargas y Iglesias, 2004). Ciertamente se logró identificar cerca del 70% de los taxones, de los restantes solo se pudo identificar el género y dos solamente la familia, esto abre la posibilidad de encontrar nuevos taxones para la ciencia.

Las curvas de rarefacción indican una alta riqueza de especies en el BPE, sin embargo, ninguna curva alcanzó la asíntota, a pesar de ello, la proporción de especies registradas en los tres ecosistemas fue alta. En el bosque de pino la proporción fue menor y esto puede deberse en parte a que no se recolectó hojarasca y a las justificadas limitaciones que puede tener el embudo de Berlese para extraer los microartrópodos edáficos (Walter y Krantz, 2009a). No obstante, intentar aumentar el número de muestras para lograr una mayor proporción puede ser completamente impráctico.

Con respecto a la abundancia de, *Tectocepheus velatus sarekensis*, *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus*, *Protoribates (Protoribates) dentatus*, *Galumna (Galumna) agueroi*, *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* y algunas especies de la familia Oppiidae, fueron las que se presentaron en mayor abundancia y periodicidad en los muestreos. (Behan-Pelletier, 1999) manifiesta que la alta abundancia de las familias Tectocepheidae y Oppiidae obedece a que son taxones que pueden prosperar en sitios con perturbación o cambios en el hábitat recientes. A esto se suma que *T. velatus*, *Pseudoamerioppia barrancensis* y *R. (Insculptoppia) merimna*, son especies cosmopolitas o ampliamente distribuidas en la región Neotropical, además muestran una alta plasticidad ecológica y no son exigentes en cuanto a las condiciones de los ecosistemas en que habitan (Caballero y Iturrondobeitia, 2000; Fujikawa, 1999; Fujita y Fujiyama, 2001; Hajmová y Smrz, 2001; Kaneko, 1988; Nuebel-Reidelbach, 1994; Stoica *et al.*, 2011; Subías, 2020).

El tipo de reproducción es otro factor que explica la alta abundancia de las especies encontradas. (Norton, 1994) comenta que las hembras de múltiples especies de oribátidos tienen la capacidad de prescindir de la reproducción sexual y evidencian partenogénesis telitoquia (10% de las especies conocidas en el suborden), esto es considerado como una adaptación evolutiva a las condiciones del ecosistema, visto que la tasa reproductiva de una hembra telitoca puede ser el doble del de una hembra que se reproduce de forma sexual. Esta consideración es de gran importancia, principalmente para grupos cuya fecundidad es baja. (Sengbusch, 1958; Sengbusch, 1954) reporta que las hembras de varias especies de Galumnidae muestran una reproducción por partenogénesis telitoca, dentro de estas especies se encuentra *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma*. En el presente estudio se pudo establecer en cultivo a dicha especie y durante todo el periodo de observación nunca se

observó transferencia de esperma. A pesar de esto, los individuos siguieron reproduciéndose y acrecentando sus poblaciones considerablemente, esto permite entender el tipo de estrategia reproductiva que utilizaron, además, la fácil adaptación de esta especie a condiciones de laboratorio y su considerable voracidad, da una idea de la alta plasticidad que tiene la especie y explica su presencia en los tres ecosistemas estudiados (Ver Capítulo II).

En relación a *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus*, este se asocia a suelos con cierto nivel de antropización (Salazar *et al.*, 2010), si bien no ha sido completamente probado, las especies de este género pueden responder con rapidez a cambios en la disponibilidad de recursos (Schenker, 1986), cabe mencionar que durante enero, febrero y marzo del 2020, se pudo observar la colocación de enmiendas orgánicas al cultivo de aguacate, lo que converge con el posterior incremento poblacional de esta especie. Finalmente, *Protoribates (Protoribates) dentatus* es relativamente abundante en barbechos herbáceos jóvenes (2-3 años de edad) y viejos (12-15 años) (Seniczak *et al.*, 2018; Wissuwa *et al.*, 2013), estas condiciones se emparentan con las presentes en el suelo del aguacate orgánico y convencional.

La distribución estacional muestra claros picos de abundancia y diversidad en los meses de marzo, abril y mayo (primavera), esto a su vez coincide con la temporada de menor precipitación y aumento de temperatura en el año (Figura 4-5), similares patrones son reportados por (Al-Assiuty *et al.*, 1993; Edsberg y Hagvar, 1999; Holt, 1981; Marshall, 1974; Mitchell, 1978; Perdue y Crossley Jr, 1990). Estas abundancias derivan principalmente de la explosión poblacional de las especies antes mencionadas (Figura 3 A-D), por lo que el incremento poblacional evidenciado en primavera puede responder a una estrategia adaptativa, donde varias de estas especies tienen la capacidad de reproducirse por partenogénesis y por ende tener una alta tasa reproductiva, lo que, combinado con la considerable plasticidad ecológica, permitiría garantizar la supervivencia de estas (Heethoff *et al.*, 2009; Norton, 1994). Otro factor interesante a considerar, es la distribución vertical de las especies en respuesta a los cambios estacionales. (Mitchell, 1978) muestra cómo los ácaros oribátidos migran entre la hojarasca y los diferentes estratos del suelo, según los cambios de la humedad y temperatura. En el presente estudio, se tomó únicamente muestras en los 15 cm del suelo, sin llegar a evaluar la hojarasca (ver metodología), para ejemplificar,

en el mes de septiembre en los muestreos de suelo para este capítulo se encontraron 60 individuos en el BPE y 20 en el AO, si comparamos con lo encontrado en los perfiles de estos ecosistemas en el mismo mes, se puede observar que en el 99 y 57 % de los individuos se encontraban en la hojarasca de BPE y AC respectivamente (Ver Capítulo III).

La temperatura y humedad del suelo son factores que condicionan las poblaciones de los oribátidos. Si bien existen especies que prefieren mayores porcentajes de humedad conforme aumenta la temperatura, o pueden sobrevivir en medios completamente inundados (E. G. Estrada-Venegas, 2000), muchas especies pueden tolerar sin problema la desecación y evitar su presencia cuando la humedad del suelo es alta (Marshall, 1974; Siepel, 1996). Las correlaciones mostradas en las Figuras 12, 13 y 14 muestran una clara preferencia de las especies a temperatura alta, niveles bajos de precipitación y se equipara a lo encontrado por (Bezci *et al.*, 2017). Es importante mencionar que en el BPE el dosel del bosque, el sotobosque y la densa capa de hojarasca, evitan que el suelo pueda llegar a desecarse drásticamente.

Tanto el ACP como el PLS (Figura 8 y 11) mostraron las mismas agrupaciones de especies con los ecosistemas. La relación positiva de las especies del grupo 1 con el pH, porcentaje de nitrógeno y carbono orgánico es equivalente a lo reportado por (Villagomez *et al.*, 2019; Wissuwa *et al.*, 2013), los desbalances en los valores de Carbono y Nitrógeno pueden ralentizar los procesos de degradación de la materia orgánica por inmovilización microbiana y afectar a las poblaciones de ácaros (Feketeová *et al.*, 2021). En relación al pH, se ha venido discutiendo a lo largo de este capítulo la alta tolerancia y preferencia que tienen algunas especies de oribátidos como *Tectocepheus velatus sarekensis* o *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* a pH ácidos (Feketeová *et al.*, 2016). También, las especies del grupo 1 muestran mayor preferencia a temperaturas altas y menor precipitación, lo que indica su buena tolerancia a la desecación y calentamiento de los primeros estratos del suelo, esto considerando que el AO no contaba con una cobertura de hojarasca (Alatalo *et al.*, 2017). Por lo tanto, estas especies pueden ser utilizadas como bioindicadoras de estas propiedades del suelo.

Las especies presentes en el BPE se contrastan a las del AO, muestran mayor preferencia a sitios más húmedos, de menos temperatura y de pH menos ácidos. Estas especies, sumadas a las que no Figuran en los análisis multivariados y que únicamente se presentan en este ecosistema, pueden fungir como bioindicadoras del grado de naturalidad de los ecosistemas e indican el efecto que tiene el cambio del uso del suelo (Aoki, 1979b, 1979a, 1995; Shimano, 2011).

Con estos resultados se puede reafirmar la importancia que tienen los ácaros oribátidos en todos los procesos de formación del suelo. Que la alteración de los ecosistemas naturales con propósitos productivos, disminuye considerablemente la riqueza de especies y la abundancia de estas, entre los factores más importantes se encuentra la remoción de la capa de hojarasca, abundante en los ecosistemas naturales, la no utilización de coberturas en el suelo que se evidencia entre los dos sistemas de producción de aguacate, la inclusión de enmiendas que acidifican y salinizan el suelo. Con este trabajo, se aporta mayor evidencia de la sensibilidad que tienen estos organismos microscópicos para servir cómo bioindicadores de salud y alteración de las propiedades del suelo. Finalmente, los resultados permiten apoyar el uso de prácticas que benefician la estabilidad de los suelos, cómo la no remoción de la hojarasca, el mantenimiento de coberturas vegetales y el uso de enmiendas orgánicas.

1.5 LITERATURA CITADA

- Agustín, S. (2000). *Contribución al estudio de los ácaros arborícolas oribátidos (Acarida: Cryptostigmata) de la selva baja caducifolia en Charnela, Jalisco, México*. Universidad Autónoma de Puebla.
- Al-Assiuty, A., Bayoumi, B., Khalil, M., & Van Straalen, N. (1993). The influence of vegetational type on seasonal abundance and species composition of soil fauna at different localities in Egypt. *Pedobiologia*, 37, 210–222.
- Alatalo, J., Jägerbrand, A., Juhanson, J., Michelsen, A., & L'Uptáček, P. (2017). Impacts of twenty years of experimental warming on soil carbon, nitrogen, moisture and soil mites across alpine/subarctic tundra communities. *Scientific Reports*, 7(March), 1–11. <https://doi.org/10.1038/srep44489>
- Aoki, J. (1979a). Difference in sensitivities of oribatid families to environmental change by human impacts. *Revue d'Écologie et de Biologie Du Sol*, 16, 415–422.
- Aoki, J. (1979b). Soil animals as biotic indicators. In *Environmental Science. Research Report*.
- Aoki, J. (1995). Diagnosing on environment by soil animals. In M. Numata (Ed.), *Estimate of the impact on the natural environment - documentation of research results and manual of investigation method* (pp. 197–271). Chiba Local Government.
- Balogh, J. (1972). *The Oribatid Genera of the World*. <https://doi.org/10.2307/3414>
- Balogh, J., & Balogh, P. (1988). *Oribatid mites of the Neotropical Region I* (3rd ed.). Elsevier Science Publishing Company, Inc.
- Balogh, J., & Balogh, P. (1990). *The soil mites of the world. Oribatid mites on Neotropical Region II*. Akadémiai Kiado.
- Bedano, J. C., Cantú, M. P., & Doucet, M. E. (2006). Influence of three different land management practices on soil mite (Arachnida: Acari) densities in relation to a natural soil. *Applied Soil Ecology*, 32(3), 293–304. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2005.07.009>
- Bedano, J., Cantú, M., & Doucet, M. (2001). La utilización de ácaros edáficos como indicadores de calidad de suelos en agroecosistemas del centro de Argentina. In *Memorias del XV Congreso Latinoamericano de las Ciencias del Suelo*.
- Behan-Pelletier, V. (1999). Oribatid mite biodiversity in agroecosystems: role of bioindication. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 74, 411–423.
- Bernal, A., Castaño-Meneses, G., Palacios-Vargas, J. G., & García, N. (2009). Oribatid mites and springtails from a coffee plantation in Sierra Sur, Oaxaca, Mexico. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 44(8), 988–995. <https://doi.org/10.1590/s0100->

- Bezci, T., Altun, A., & Baran, Ş. (2017). Oribatid akar alttürü *Eremaeus hepaticus cordiformis* Grandjean, 1934 (Acari)'in aylık dağılışı. *SAÜ Fen Bilimleri Enstitüsü Dergisi*, 21(6), 1–1. <https://doi.org/10.16984/saufenbilder.301136>
- Bonet, J. (1953). Cueva de la Sierra Oriental en la Región de Xilitla. *Bol. Inst. Geol*, 57, 1–96.
- Caballero, A., & Iturrondobeitia, J. (2000). Aportaciones al conocimiento de la especie *Tectocephus velatus* (Michael, 1880) (Acari: Oribatida: Tectocephidae). *Boletín de La Asociación Española de Entomología*, 24, 9–13.
- Cabrera, H., Murillo, F., Villanueva, J., & Adame, J. (2019). Oribátidos, colémbolos y hormigas como indicadores de perturbación del suelo en sistemas de producción agrícola. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 6(17), 231–241. <https://doi.org/10.19136/era.a6n17.2011>
- Castaño, G., Mejía Recamier, B., Castellanos, I., Estrada, D., Varela, M., & Vences, O. (2001). Artropodofauna edáfica del Parque Nacional “El Chico”, Hidalgo, México. *Avances En Investigación. Edafología*, 4, 11–22.
- Chávez, E., Miranda, C., & Rodríguez, M. (2017). Populational dynamics of phytophagous and predatory mites in avocado (*Persea americana* Miller). *Fitosanidad*, 21(1), 9–15.
- Che-Uc, W., Cutz, L., Armenta, L., & Rosado, S. (2019). Ácaros Oribátidos de una Selva Secundaria y un Cultivo de Maíz en el Ejido de Nicolás Bravo, Quintana Roo, México. *Tecnologico Nacional de México*, 1, 317–324.
- Chinone, S. (2003). Classification of the Soil Mites of the Family Suctobelbidae (Oribatida) of Japan. *Edaphologia*, 72, 1–120.
- Colwell, R. (2016). *EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples* (9.1.0). <http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates/EstimateSPages/EstimateSRegistration.html>
- Damián, M., Villegas, G., & Lozano, L. (2019). Ácaros asociados a nidos de águila real (*Aquila chrysaetos canadensis*) (Falconiformes: Accipitridae) en México. *Acta Zoológica Mexicana (N.S.)*, 35, 1–16. <https://doi.org/10.21829/azm.2019.3502196>
- Edsberg, E., & Hagvar, S. (1999). Vertical distribution abundance, and biology of oribatid mites (Acari) developing inside decomposing spruce needles in a podsol soil profile. *Pedobiologia*, 43, 413–421.
- Ermilov, S., Alvarado-Rodríguez, O., & Retana-Salazar, A. (2014). Two new species of *Pergalumna* (Acari, Oribatida, Galumnidae) from Costa Rica, including a key to all

- species of the genus from the Neotropical region. *ZooKeys*, 23(435), 7–23. <https://doi.org/10.3897/zookeys.435.8213>
- Ermilov, S., Alvarado-Rodríguez, O., & Retana-Salazar, A. (2015). Two new species of oribatid mites (Acari, Oribatida) with auriculate pteromorphs from Costa Rica, including a key to all species of *Galumna* (Galumna) of the neotropical region. *Systematic and Applied Acarology*, 20(3), 273–285. <https://doi.org/10.11158/saa.20.3.5>
- Estrada-Venegas, E. G. (2000). *Ácaros Oribátidos (Acari: Oribatida asociados a troncos en descomposición Spondias mombin y Bursera simaruba) en la Mancha Veracruz*. Colegio de Postgraduados.
- Estrada-Venegas, E. G. (2012a). Ácaros del suelo y su influencia en los procesos de descomposición. In R. Ferrera-Cerrato & A. Alarcón (Eds.), *Microbiología agrícola* (pp. 273–293). Trillas.
- Estrada-Venegas, E. G. (2012b). Ácaros en suelos cultivados. In E. G. Estrada-Venegas, M. P. Chaires-Grijalva, J. A. Acuña-Soto, & A. Equihua-Martínez (Eds.), *Ácaros de importancia en el suelo* (1st ed., pp. 195–203).
- Feketeová, Z., Mangová, B., & Čierniková, M. (2021). The soil chemical properties influencing the oribatid mite (Acari; oribatida) abundance and diversity in coal ash basin vicinage. *Applied Sciences (Switzerland)*, 11(8). <https://doi.org/10.3390/app11083537>
- Feketeová, Z., Sládkovičová, V., Mangová, B., Pogányová, A., Šimkovic, I., & Krumpál, M. (2016). Biological properties of extremely acidic cyanide-laced mining waste. *Ecotoxicology*, 25(1), 202–212. <https://doi.org/10.1007/s10646-015-1580-z>
- Fuentes, L., Sánchez, J., Birrueta, M., & Arredondo, H. (2019). Hymenoptera Parasítica Asociada a Especies de *Xyleborus* Eichhoff1 en Aguacate en Colima, México. *Southwestern Entomologist*, 44(1), 271–279.
- Fujikawa, T. (1999). Individual variations of two reared oribatid species, *Tectocephus velatus* (Michael, 1880) and *Oppiella nova* (Oudemans, 1902). *Edaphologia*, 62, 11–46.
- Fujita, M., & Fujiyama, S. (2001). How can the minor species, *Tectocephus minor* (Oribatida), dominate *T. velatus* in a no-tillage crop field? *Pedobiologia*, 45(1), 36–45. <https://doi.org/10.1078/0031-4056-00066>
- Gabriel, K. (1971). The Biplot display of multivariate matrices with application to principal components analysis. *Biometrika*, 58(3), 453–467.
- García, M. (2017). *Producción y descomposición de hojarasca y estructura de las comunidades de ácaros oribátidos, en áreas bajo rehabilitación en El Porvenir, Hidalgo* [Colegio de Postgraduados].

http://www.biblio.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/handle/10521/256/Sanchez_Borja_M_DC_Fitosanidad_2010.pdf?sequence=1

- García, Y. (2018). *Diversidad de ácaros asociados a Persea americana Mill en Colombia, y fluctuación poblacional de la acarofauna en un cultivo de aguacate en Palmira*. Universidad Nacional de Colombia.
- Gower, J. C. (1985). Measures of similarity, dissimilarity and distance. In *Encyclopedia of Statistical Sciences* (pp. 397–405). Johnson and CB Read.
- Grandjean, F. (1964). Oribates mexicains (1er. Série). *Dampfiella* Selln. et *Beckiella* n. g. *Acarologia*, 6(4), 694–711.
- Hajmová, M., & Smrz, J. (2001). Reproductive and nutritional biology of *Tectocepheus velatus* (Acari: Tectocepheidae) in different biotopes. In R. Halliday, D. E. Walter, H. C. Proctor, R. A. Norton, & M. J. Colloff (Eds.), *Acarology: proceedings of the 10th international congress* (pp. 255–261). CSIRO Publishing.
- Hammer, M. (1969). Oribatids found at Plant Quarantine Station in the USA. *Viden. Meddr. Dansk Naturh Foren*, 132, 63–78.
- Heethoff, M., Norton, R. A., Scheu, S., & Maraun, M. (2009). Parthenogenesis in oribatid mites (Acari, Oribatida). In *Lost Sex: The Evolutionary Biology of Parthenogenesis* (pp. 241–257).
- Hermosilla, W., & Rubio, I. (1974). Prospección preliminar de la fauna edáfica de la estancia El Vecino (cuenca del Salado, Prov. Buenos Aires, Argentina). *Physis*, 33, 259–265.
- Hoffmann, A., Palacios-Vargas, J. G., & Malacara, J. (1986). *Manual de bioespeleología (Con nuevas aportaciones de Morelos y Guerrero, Méx.)* (1st ed.). Dirección General de Publicaciones-Universidad Nacional Autónoma de México.
- Holt, J. (1981). The vertical distribution of cryptostigmatic mites, soil organic matter and macroporosity in Three North Queensland Rainforest Soils. *Pedobiologia*, 22, 202–209.
- Huhta, V., Siira-Pietikäinen, A., & Penttinen, R. (2012). Importance of dead wood for soil mite (Acarina) communities in boreal old-growth forests. *Soil Organisms*, 84(3), 499–512.
- Iglesias, R., Cutz, L., & Palacios-Vargas, J. G. (1999). Estudio preliminar sobre el efecto de los contaminantes del suelo en la fauna edáfica en el Estado de Hidalgo. In *Memorias del XXXIV Congreso Nacional de Entomología* (pp. 324–327).
- Iglesias, R., & Guzman, H. (2012). Nueva especie de *Epidamaeus* (Oribatei : Damaeidae) del estado de Guerrero, México. *Dugesiana*, 19(2), 99–104.

- Iglesias, R., Palacios-Vargas, J. G., & Castaño, G. (2019). Comparison of oribatid mites from agricultural soils with contrasting irrigation types in Hidalgo State, Mexico: A case study. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 90(2), 1–12. <https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2019.90.2780>
- Jiménez-Valverde, A., & Hortal, J. (2003). Las curvas de acumulación de especies y la necesidad de evaluar la calidad de los inventarios biológicos. *Revista Ibérica de Aracnología*, 8, 151–161.
- Juan, J. (2021). *Estudio de los procesos de cambio de uso del suelo en México* (F. Haro & O. Fuentes (eds.); 1st ed.). Editorial Clave.
- Kaneko, N. (1988). Life history of *Oppiella nova* (Oudemans) (Oribatei) in cool temperate forest soils in Japan. *Acarologia*, 29(2), 215–221.
- Krantz, G. W., & Walter, D. E. (2009). *A Manual of Acarology* (G. W. Krantz & D. E. Walter (eds.); 3rd ed.). Texas Tech University Press.
- Liu, D. (2016). Mesoplophoroidea (Acari, Oribatida) of China. *Zootaxa*, 4084(4), 519–539. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4084.4.4>
- Magurran, A. (1988). *Ecological diversity and its measurement* (C. Helm (ed.)). Princeton University Press.
- Mahunka, S. (1983). Neue und interessante Milben aus dem Genfer Museum XLV. Oribatida Americana 6: Mexico II (Acari). *Revue Suisse de Zoologie*, 90(2), 296–298.
- Marshall, V. (1974). Seasonal and vertical distributios of soil fauna in a thinned and urea-fertilized douglas fir forest. *Can. J. Soil Sci.*, 54, 491–500.
- Martínez, A., Moreno, C., & Pavón, N. (2015). Comunidades de fauna y descomposición de la hojarasca en un bosque de pino-encino con tala selectiva y un bosque sin manejo en México. *Bosque*, 36(1), 81–93. <https://doi.org/10.4067/S0717-92002015000100009>
- Martínez, M., Hernandez, Z., Villegas, G., & Gaona, S. (2019). Artrópodos (Arthropoda: Arachnida e Insecta) asociados a los nidos de *Neotoma mexicana* (Mammalia: Rodentia) de San Miguel de Allende, Guanajuato, México. *Acta Zoológica Mexicana*, 35, 1–9.
- Martínez, R., & Casanueva, M. (1995). Comparación cuali-cuantitativa de la fauna oribatologica de suelo (Ácari: Oribatida) de bosques nativos y *Pinus radiata*. *Rev. Chilena Ent.*, 22, 25–34.
- Mitchell, M. (1978). Vertical and Horizontal Distributions of Oribatid Mites (Acari : Cryptostigmata) in an Aspen Woodland Soil. *Ecology*, 59(3), 516–525.
- Moreno, J., & Bassols-Batalla, I. (1985). Análisis de la variación estacional de los ácaros del

- suelo en la comunidad de bosque de *Pinus hartwegii* Lindl. del Volcán Popocatepetl en el Estado de México. In *XX Congreso Nacional de Entomología* (p. 156).
- Muñoz, J., & Rodríguez, A. (2014). Ácaros asociados al cultivo de aguacate (*Persea americana* Mill) en la costa central de Perú. *Agronomía Costarricense*, 38(1), 215–221.
- Niedbala, W. (2001). Ptyctimous mites (Acari, Oribatida) from Florida. *Acta Zoologica Cracoviensia*, 44(3), 285–367.
- Niedbala, W. (2004). Ptyctimous mites (Acari, Oribatida) of the neotropical region. *Annales Zoologici*, 54(1), 1–288.
- Norton, R. (1994). Evolutionary Aspects of Oribatid Mite Life Histories and Consequences for the Origin of the Astigmata. In M. Houck (Ed.), *Mites* (pp. 99–135). Springer.
- Norton, R. A., & Behan-Pellelier, V. (2009). Suborder Oribatida. In G. W. Krantz & D. E. Walter (Eds.), *A manual of acarology* (3rd ed., pp. 430–564). Texas Tech University Press.
- Nuebel-Reidelbach, E. (1994). Taxonomie und Systematik der Gattung *Tectocepheus* BERLESE, 1895 (Acari, Oribatei). *Andrias*, 12, 3–94.
- Ojeda, C. (1985). Variación interespecífica de *Rhysotritia ardua* (C. L. Koch, 1841). In *Memorias XX Congreso Nacional de Entomología* (p. 159).
- Ojeda, C. (1987). Oribátidos (Acarida) de dos comunidades vegetales en la Sierra del Ajusco, México. In *Memorias XXII Congreso Nacional de Entomología* (p. 7).
- Ojeda, C. (1989). *Aspectos ecológicos de los oribátidos (Acarida: Oribatei) del Edo. de México (su relación con los Céstodos Anoplocephalidae)*. UNAM.
- Ojeda, M., & Gasca-Pineda, J. (2019). Abundance and Diversity of the Soil Microarthropod Fauna from the Cuatro Ciénegas Basin. In F. Álvarez & M. Ojeda (Eds.), *Animal Diversity and Biogeography of the Cuatro Ciénegas Basin* (pp. 29–51). https://doi.org/10.1007/978-3-030-11262-2_3
- Palacios-Vargas, J. G. (1982). Microartrópodos asociados a Bromeliáceas. In P. Salinas (Ed.), *Zoología Neotropical* (1st ed., pp. 535–545). Actas del VIII Congreso Latinoamericano de Zoología.
- Palacios-Vargas, J. G. (1983). Microartrópodos de la Gruta de Aguacachil, Guerrero, México. *Anales de La Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, IPN, México*, 27, 55–60.
- Palacios-Vargas, J. G. (1994). Los Ácaros Oribátidos de México. *Annales Inst. Univ. Nac. Autón. México*, 65(1), 19–32.

- Palacios-Vargas, J. G., Castaño-Meneses, G., & Estrada, D. (2011). Diversity and dynamics of microarthropods from different biotopes of Las Sardinias cave (Mexico). *Subterranean Biology*, 9(1), 113–126. <https://doi.org/10.3897/subtbiol.9.2514>
- Palacios-Vargas, J. G., Fuentes, M., & Cutz, L. (1998). Nuevos registros faunísticos de cuevas de Quintana Roo, México. *Mundos Subterráneos*, 9, 44–50.
- Palacios-Vargas, J. G., & Iglesias, R. (2004). Oribatei (Acari). In J. Llorente Bousquets, J. Morrone Juan, O. Yáñez Ordóñez, & I. Vargas Fernández (Eds.), *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos: hacia una síntesis de su conocimiento. Vol. IV* (pp. 431–468). CONABIO.
- Palacios-Vargas, J. G., Iglesias, R., & Castaño-Meneses, G. (2003). Mites from Mexican Oaks Canopies. *International Journal of Tropical Insect Science*, 23(04), 287–292. <https://doi.org/10.1017/s1742758400012340>
- Palacios-Vargas, J. G., Iglesias, R., & Castaño, R. (2001). Mites from Mexican oaks canopies. In *2nd African Acarology Symposium* (p. 9).
- Palacios-Vargas, J. G., Vázquez, I., & Morales, J. (1985). Aspectos faunísticos y ecológicos de las Grutas de Juxtlahuaca, Gro., México. *Mem. Bioespéologie*, 12, 135–142.
- Pareja, R., Lemus, A., Pisco, R., Gamboa, Q., Rojas, L., & Ivonne, E. (2011). Los Macroinvertebrados Como Indicadores De La Calidad Del Suelo En Cultivos De Mora, Pasto Y Aguacate. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 64(1), 5793–5802.
- Pearse, A. (1936). Parasites from Yucatan. *Carnegie Inst. Washington Publ.*, 457, 45–59.
- Perdue, J., & Crossley Jr, D. (1990). Vertical distribution of soil mites (Acari) in conventional and no-tillage agricultural systems. *Biol. Fertil. Soils*, 9, 135–138.
- Pérez-Íñigo, C., & Baggio, D. (1989). Oribates Édaphiques du Brésil (V) Oribates de L'état de Sao Paulo (Deuxième Partie). *Acarologia*, 30(1), 261–274. <https://doi.org/10.1051/acarologia/20142144>
- Pielou, E. C. (1969). *An Introduction to Mathematical Ecology*. Wiley-Interscience John Wiley & Sons.
- Prieto, D., & Estrada-Venegas, E. G. (2013). Los ácaros en el agroecosistema edáfico. In E. G. Estrada-Venegas, M. P. Chaires-Grijalva, J. A. Acuña-Soto, & A. Equihua-Martínez (Eds.), *Fauna del suelo II micro, meso y macrofauna* (pp. 57–83). Colegio de Postgraduados.
- Quintero, M., & Otero, J. (1996). Ácaros encontrados en dos localidades de pastoreo de ganado caprino en Querétaro y en Morelos. In *Memorias VI Latinoamericano Congreso*

Nacional de Entomología de XXXI (p. 16).

Riverón, R. (1985). *Conocimiento de la artropodofauna asociada a musgos en una localidad altimontana del Edo. de Morelos, México*. UNAM.

Robaina, N. (2010). *Caracterización de las comunidades de la biota edáfica en los suelos de composición Ferralítica de la Llanura Roja de La Habana bajo diferentes usos de la tierra*. Universidad Agraria de La Habana.

SADER, ASERCA, & CIMA. (2019). *Reporte del mercado de Aguacate*.

Salazar, A., Accatoli, C., Martínez, P., & Schnack, J. (2010). Diversidad de oribátidos (Acari: Oribatida) del Paseo del Bospue La Plata (Buenos Aires, Argentina). *Ciencia Del Suelo*, 28(2), 181–190.

Salvador de Jesús, L. A. (2014). *Acarofauna asociada al cultivo de aguacate Persea americana Mill. En huertas orgánicas y convencional, en el Municipio de Uruapan, Michoacán México*. Colegio de Postgraduados.

Sánchez, R. (1989). Microfauna del suelo y de la hojarasca del Desierto de los Leones. In *Memorias XXIV Congreso Nacional de Entomología* (pp. 90–91).

Schenker, R. (1986). Population dynamics of oribatid mites (Acari: Oribatei) in a forest soil ecosystem. *Pedobiologia*, 29, 239–246.

Sengbusch, H. (1958). Zuchtversuche mit Oribatiden (Acarina). *Die Naturwissenschaften*, 45(20), 498–499. <https://doi.org/10.1007/bf00635575>

Sengbusch, H. G. (1954). Studies on the life history of three oribatoid mites with observations on other species (Acarina, Oribatei). *Annals of the Entomological Society of America*, 47(4), 646–667. <https://doi.org/10.1093/aesa/47.4.646>

Seniczak, S., Dabrowski, J., Klimek, A., & Kaczmarek, S. (1998). Effects of air pollution produced by a nitrogen fertilizer factory on the mites (Acari) associated with young Scots pine forests in Poland. *Applied Soil Ecology*, 9(1–3), 453–458. [https://doi.org/10.1016/S0929-1393\(98\)00104-8](https://doi.org/10.1016/S0929-1393(98)00104-8)

Seniczak, S., Iturrondobetia, J., & Seniczak, A. (2012). The ontogeny of morphological traits in three species of Galumnidae (Acari: Oribatida). *International Journal of Acarology*, 38(7), 612–638. <https://doi.org/10.1080/01647954.2012.709276>

Seniczak, S., Klimek, A., Gackowski, G., Kaczmarek, S., & Zalewski, W. (1997). Effect of copper smelting air pollution on the mites (ACARI) associated with young scots pine forests polluted by a copper smelting works at Głogów, Poland. II. Soil mites. *Water, Air, & Soil Pollution*, 97(3–4), 287–302. <https://doi.org/10.1007/bf02407467>

Seniczak, S., Seniczak, A., Kaczmarek, S., & Marquardt, T. (2018). Morphological ontogeny

- of *Protoribates dentatus* (Acari, Oribatida, Haplozetidae). *Systematic and Applied Acarology*, 23(4), 613–627. <https://doi.org/10.11158/saa.23.4.4>
- Shannon, C., & Weaver, W. (1949). *The Mathematical Theory of Communication*. University Illinois Press.
- Shimano, S. (2011). Aoki's oribatid-based bioindicator systems*. *Zoosymposia*, 6(1), 200–209. <https://doi.org/10.11646/zoosymposia.6.1.30>
- SIAP. (2019). *Anuario Estadístico de la Producción Agrícola*.
- Siepel, H. (1996). The importance of unpredictable and short-term environmental extremes for biodiversity in oribatid mites. *Biodiversity Letters*, 3(1), 26–34. <https://doi.org/10.2307/2999707>
- Simpson, E. (1949). Measurement of diversity [16]. *Nature*, 163(4148), 688. <https://doi.org/10.1038/163688a0>
- Socarras, A. (2013). Soil mesofauna: biological indicator of soil quality. *Pastos y Forrajes*, 36(1), 5-13(Es), 14-21(En).
- Socarrás, A., & Izquierdo, I. (2014). Evaluación de sistemas agroecológicos mediante indicadores biológicos de la calidad del suelo: mesofauna edáfica Evaluation of agroecological systems through biological indicators of the soil quality: edaphic mesofauna. *Pastos y Forrajes*, 37(1), 47–54.
- Socarrás, A., & Robaina, N. (2011). Caracterización de la mesofauna edáfica bajo diferentes usos de la tierra en suelo Ferralítico Rojo de Mayabeque y Artemisa. *Pastos y Forrajes*, 34(2), 185–197.
- Socarrás, A., Rodríguez, M., Ávila, A., & Izquierdo, I. (1966). Utilización de la mesofauna edáfica como indicador biológico del estado de los suelos. I. Suelos afectados por la minería en Moa. *Cocuyo*, 13, 11–14. http://www.caribbeanahigroup.org/pdf/cocuyo/cocuyo_13_2003.pdf#page=49
- Stoica, D., Otilia, I., & Andina, C. (2011). Biological indicators for determinatios of soil degradatios and rehabilitation measures of former mining sites. Calimani Mountains-Romania. In *International Multidisciplinary Scientific GeoConference: SGEM* (pp. 207–214).
- Subías, L. (2015). Los ácaros oribátidos (Acari, Oribatida) de la Sierra de Albarracín (noreste de España). *Revista Iberica de Aracnologia*, 26, 81–84.
- Subías, L. (2020). Listado sistemático, sinonímico y biogeográfico de los ácaros oribátidos (Acariformes: Oribatida) del mundo. *Graellsia*, 1–527.

- Subías, L., & Balogh, P. (1989). Identification keys to the genera of Oppiidae Grandjean, 1951 (Acari: Oribatei). *Acta Zoologica Hungarica*, 35(3), 355–412.
- Tome, S., Cutz, L., & Ortíz, H. (2015). Variación espacio-temporal de ácaros (Cryptostigmata) en puntos estratégicos de la bahía de Chetumal Quintana Roo, México. *Revistas Ingeniantes*, 2(1), 58–64.
- Vázquez, M. (1999). *Catálogo de los ácaros oribátidos edáficos de Sian Ka'an, Q. ROO, México* (1 (ed.)). Universidad de Quintana Roo.
- Vázquez, M. (2006). Ácaros oribátidos de las selvas tropicales de México y Belice. *Caos Conciencia*, 1, 19–23.
- Vázquez, M. (2008). Microartrópodos edáficos litorales. *Dugesiana*, 15(1), 7–15.
- Vázquez, M., May, D., & Alamilla, E. (2016). Riqueza específica y biodiversidad de Cozumel, Quintana Roo, México. *Teoría y Praxis*, 12(19), 137–171. <https://doi.org/10.22403/uqroomx/typ19/07>
- Vázquez, M., Pereira, A., Fragoso, P., & Rodríguez, J. (2011). Riqueza y biodiversidad de organismos edáficos del Corredor Biológico Mesoamericano (México, Belice y Guatemala). In *Avances deficiencia y tecnología en Quintana Roo* (1st ed., pp. 37–70). https://www.researchgate.net/publication/266023688_Riqueza_y_biodiversidad_de_organismos_edaficos_del_Corredor_Biologico_Mesoamericano_Mexico_Belice_y_Guatemala%0Ahttps://www.researchgate.net/profile/Alberto_Pereira_Corona/publication/266023688_Riqueza_y_
- Vázquez, M., & Prieto, D. (2001). Oribatida. In *Fauna edáfica de las selvas tropicales de Quintana Roo* (pp. 71–84). Universidad de Quintana Roo.
- Vidales, F. (2009). Contaminación por agroquímicos. In *Impactos Ambientales y Socioeconómicos del Cambio de Uso del Suelo Forestal a Huertos de Aguacate en Michoacán* (2nd ed., pp. 45–46). INIFAP, CIRPAC.
- Villagomez, F., & Palacios-Vargas, J. G. (2017). Los ácaros oribátidos (acari: oribatei) de los estratos edáficos y arbóreos de la selva alta perennifolia de los Tuxtlas, Veracruz. *Entomología Mexicana*, 4, 28–34.
- Villagomez, F., Palacios-Vargas, J. G., Castaño-Meneses, G., & Castellanos-Vargas, I. (2019). Effect of tree identity, temporal variation and edaphic parameters on the structure of the edaphic community of oribatid mites in an evergreen tropical forest of Mexico. *Applied Ecology and Environmental Research*, 17(6), 14621–14639. https://doi.org/10.15666/aer/1706_1462114639
- Villaseñor, J. L. (2016). Checklist of the native vascular plants. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 87, 559–902. <https://doi.org/10.1016/j.rmb.2016.06.017>

- Walter, D. E., & Krantz, G. W. (2009a). Collecting, rearing, and preparing specimens. In G. W. Krantz & D. E. Walter (Eds.), *A manual of acarology* (3rd ed., pp. 83–96). Texas Tech University Press.
- Walter, D. E., & Krantz, G. W. (2009b). Collection, rearing, and preparing specimens. In G. W. Krantz & D. E. Walter (Eds.), *A manual of acarology* (3rd ed., pp. 83–96).
- Walter, D., & Latonas, S. (2013). A review of the ecology and distribution of protoribates (oribatida, oripodoidea, Haplozetidae) in Alberta, Canada, with the description of a new species. *Zootaxa*, *3620*(3), 483–499. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3620.3.9>
- Whittaker, R. (1972). Evolution and Measurement of Species Diversity. *Taxón*, *21*(2–3), 213–251.
- Wissuwa, J., Salamon, J., & Frank, T. (2013). Oribatida (Acari) in grassy arable fallows are more affected by soil properties than habitat age and plant species. *European Journal of Soil Biology*, *59*, 8–14. <https://doi.org/10.1016/j.ejsobi.2013.08.002>
- Zeppellini Filho, D., & Castaño, G. (1995). Estudio preliminar de la fauna cavernícola de Yucatán. *Mundos Subterráneos*, *6*, 4–12.
- Zerbino, M., Altier, N., Morón, A., & Rodríguez, C. (2008). Evaluación de la macrofauna del suelo en sistemas de producción en siembra directa y con pastoreo. *Agrociencia*, *XII*(1), 44–55.

CAPÍTULO II.- BIOLOGÍA Y COMPORTAMIENTO DE ÁCAROS EDÁFICOS EN ZONAS PRODUCTORAS DE AGUACATE Y ÁREA DE CONSERVACIÓN

2.1 INTRODUCCIÓN

El suborden Oribátida comprende una gran diversidad de especies (11,207 spp.) (Schatz, 1985; Subías, 2020), esto sin considerar a la Cohorte Astigmatina. Los oribátidos se diferencian de Astigmatina, entre muchas características, por presentar obligatoriamente los tres estadios ninfales en su ciclo biológico de: huevo, pre-larva (inactiva dentro del huevo), larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa y adulto; en el caso de Astigmatina, el estado de deutoninfa es facultativo, que cuando está presente es una fase de resistencia, donde el individuo cambia su morfología para sobrevivir a las condiciones del entorno (Norton y Ermilov, 2014; OConnor, 2009)

A pesar de su gran diversidad y amplia distribución, los ácaros oribátidos han sido poco estudiados en su biología y comportamiento, esencialmente se alimentan de materia orgánica en descomposición, hongos y pequeños invertebrados muertos, además su principal hábitat es el suelo, aunque se los puede encontrar también en musgos, plantas epífitas, material suspendido de los árboles y cortezas de los mismos (Norton y Behan-Pelleier, 2009).

Este grupo de Acari en particular, se caracteriza por tener ciclos generacionales largos, que pueden ir de uno a cinco años, siendo las etapas juveniles que van desde el huevo a la emergencia del adulto las etapas con la duración más corta (1-2 meses hasta un año), por lo que la longevidad del adulto puede llegar a ser de varios años, claramente dependiendo de las condiciones del medio en el que se desarrolle; en climas templados o fríos, los ciclos llegan a extenderse considerablemente y la tasa reproductiva se reduce, esto principalmente por la limitada cantidad de recursos que se puede encontrar en su hábitat (Block y Convey, 1995; Norton, 1994; Schatz, 1985; Søvik, 2004).

El estudio de la biología de los estados inmaduros de los ácaros es importante en la taxonomía y sistemática de los grupos. El estudio del comportamiento de los adultos no es suficiente, ya que las formas inmaduras pueden tener diferencias comportamentales (Travé, 1964). Un ejemplo en especies de las familias Mesoplophoridae, Phthiracaridae, Euphthiracaridae, Carabodidae y Gustavidae, donde los juveniles penetran en los tejidos leñosos, hongos o

líquenes y el adulto emerge fuera de estos sustratos para reproducirse, esto puede llegar a afectar los estudios de biodiversidad, ya que frecuentemente los adultos pueden no presentarse (Bellido, 1979; Hågvar, 1998; Labandeira *et al.*, 1997; Webb, 1978). También, el desconocimiento de la biología de las especies, principalmente de los oribátidos superiores (Cohorte Brachypylina), donde la transformación de Tritoninfa al Adulto es radical, puede conllevar múltiples errores taxonómicos. A lo largo de la historia se han descrito incorrectamente múltiples “nuevas especies”, ya los investigadores han usado ácaros inmaduros para su descripción, dando como resultado sinonimias posteriores (Cancela da Fonseca, 1989; Travé, 1964; Wallwork, 1969).

El estudio de los inmaduros permite también evidenciar las relaciones entre las superfamilias y familias, también se puede observar el proceso evolutivo de los grupos como Astigmatina, donde estos son esencialmente oribátidos juvenilizados o pedomórficos y si bien existe corroboración mediante estudios moleculares, la mayor parte de la información proviene de rasgos morfológicos (Dabert *et al.*, 2010; Norton, 1998).

En base a lo que se comentó anteriormente y con la necesidad de conocer más sobre la biología de estos grupos de ácaros del suelo se describe e ilustra los estados de desarrollo ontogenético de 6 especies del suborden Oribatida (1 de la cohorte Astigmatina), 1 del suborden Prostigmata y dos del orden Mesostigmata.

2.2 MATERIALES Y MÉTODOS

2.2.1 Ubicación

La presente investigación se realizó en dos sistemas productivos de aguacate hass (*Persea americana* Var. Hass) (orgánico y convencional) y un área no perturbada (bosque de pino *Pinus* spp. y encino *Quercus* spp.). Los sitios de muestreo se ubican en los municipios de Uruapan y San Juan Nuevo Parangaricutiro, pertenecientes al estado de Michoacán, México. Las muestras extraídas en los tres ecosistemas fueron llevadas al laboratorio privado de la Dra. Edith Estrada Venegas para su procesamiento. El laboratorio se encuentra ubicado en el Municipio de Texcoco, Estado de México, México.

2.2.2 Extracción y establecimiento del pie de cría

Con la ayuda de un recipiente de 1L se tomó una fracción del suelo colectado y se colocó en un embudo de Berlese-Tullgren por el lapso de un mes, la primera semana las muestras se procesaron a temperatura ambiente, permitiendo que los artrópodos fueron moviéndose a los estratos inferiores de la muestra, debido a la desecación de la superficie, en las siguientes semanas se colocó una bombilla de 40 w, aproximadamente a 14 cm sobre el embudo, esto para agilizar la desecación y obligar a los artrópodos a caer en un recipiente plástico que contenía un fragmento de papel toalla humedecida, para colectar los ácaros vivos y disponerlos en el medio de cría. Cada dos días se cambiaban los recipientes plásticos y se extraía los ácaros vivos, los cuales fueron colocados con la ayuda de un pincel en un medio elaborado con Sulfato de Calcio (yeso), carbón vegetal molido y materia orgánica descompuesta (Estrada-Venegas, 2020). Inicialmente los ácaros fueron separados según su orden y dependiendo el número de individuos a nivel de familia o especie. Se estableció una cría de ácaros de la familia *Sancassania* sp. y colémbolos de la familia Isotomidae para alimentar a los depredadores; en el caso de algunos oribátidos se colocaron en un solo medio y una vez establecida una población numerosa fueron trasladados a un medio propio (figura 1 A-E).

2.2.3 Alimentación y mantenimiento

Con la ayuda de un microscopio AmScope® SM-2TZZ triocular, se realizaron observaciones diarias a la cría a 90x de aumento, los registros fotográficos se realizaron con una cámara fotográfica Canon® Rebel T6. La alimentación de los depredadores consistió principalmente

en adultos y estados inmaduros de *Sancassania* sp. y colémbolos de la Familia Isotomidae. El resto de los grupos (Oribatida y Prostigmata) recibió una dieta basada principalmente en croquetas de perro (Biscuit, Pedigree ®), levadura en hojuelas, polen de pino, tejido vegetal descompuesto y triturado, fragmentos de algas y líquenes. El alimento era dispuesto *ad libitum*, aunque se procuró cuidar la cantidad para evitar la formación de hongos.

Las labores de mantenimiento fueron principalmente la extracción de alimento o individuos muertos cubiertos de hongos, eliminación de ácaros contaminantes (generalmente del género *Sancassania*) y humedecimiento del medio, esta última actividad se realizó cada dos o tres días. Para los ácaros coprófagos y micófagos se brindaron las condiciones adecuadas para la presencia de estas fuentes de alimento (proveer materia orgánica o alimento en mayor cantidad, aumentar el porcentaje de humedad e inocular el medio con hongos que se desarrollaron en otros medios).

2.2.4 Seguimiento del Ciclo Biológico

Una vez las poblaciones de la cría se establecieron en los medios, se extrajeron huevos, larvas o hembras ovígeras y fueron colocados en los medios de cultivo para la cría de las especies, para realizar las observaciones correspondientes (figura 1 F).

Durante 2 o 3 veces al día se observaron los cultivos y se registró: estrategias de oviposición, cuidado de huevos, desarrollo del huevo, eclosión, comportamiento tiempo de los diferentes estados de desarrollo (larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa y adulto), conducta previa a la quiescencia, tiempo de quiescencia, tipo de muda, reproducción, preferencias alimenticias y estrategias de defensa.

Se realizaron preparaciones permanentes de cada estado de desarrollo y grupo al que se le estudió el ciclo biológico, también se se tomaron fotografías de los organismos en vivo y de organismos montados, para la descripción de los cambios morfológicos de cada estado de desarrollo e identificación.

A



B



C



D



E



F





Figura 1. Metodología para la extracción de microartrópodos vivos para estudios de biología y comportamiento. A: preparación de recipiente contenedor, B: extracción mediante el embudo de Berlese-Tullgren, C: micro artrópodos colectados en el contenedor, D – E: extracción de los micro artrópodos y establecimiento de pie de cría, F: unidades experimentales para seguimiento de desarrollo ontogenético y comportamiento, G: registrador de temperatura y humedad relativa Elitech ®.

2.2.5 Datos climáticos

Durante el periodo de evaluación se registraron datos de temperatura diaria, para esto se utilizó un data logger USB Elitech RC-51®.

2.3 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

2.3.1 Temperatura y humedad en condiciones de laboratorio

Para el desarrollo del experimento no se contó con condiciones controladas de humedad y temperatura. Durante el periodo de observación la temperatura fluctuó en relación a las estaciones, los valores más bajos se dieron en invierno (16-17 °C), en los meses restantes la temperatura varió entre 20-23 °C y una variación total de 7°C (figura 2).

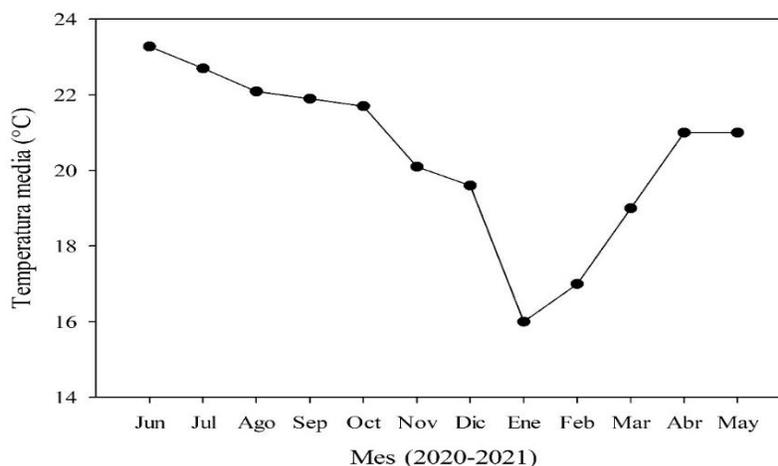


Figura 2. Temperatura registrada durante el periodo de observación de la biología de las especies.

2.3.2 Ciclos biológicos desarrollados

Se lograron establecer en condiciones de laboratorio 9 especies de ácaros (cuadro 1), pertenecientes a 6 familias diferentes del suborden Oribatida (uno de la cohorte Astigmatina), una especie de la familia Scutacaridae suborden Prostigmata y dos especies de diferentes familias del Orden Mesostigmata.

Cuadro 1. **Cuadro 1. Especies y estados de desarrollo estudiados.**

Especies	Estado de desarrollo observado
<i>Allogalumna (Acroalumna) longipluma</i> (Berlese, 1904)	Huevo-Larva-Proto-Deuto-Tritoninfa-Adulto
<i>Pseudoamerioppia barrancensis</i> (Hammer, 1961)	Huevo-Larva-Proto-Deuto-Tritoninfa-Adulto
<i>Nothrus oblongus</i> Hammer, 1961	Larva-Proto-Deuto
<i>Belbodamaeus (Lanibelba) palaciosi</i> (Iglesias et Guzmán, 2012)	Huevo-Larva-Proto-Deuto-Tritoninfa-Adulto
<i>Wallworkoppia cervifer</i> (Mahunka, 1983)	Huevo-Larva-Proto-Deuto-Tritoninfa-Adulto
<i>Sancassania</i> sp.	Huevo-Larva-Proto-Hipopus-Tritoninfa-Adulto
<i>Scutacarus</i> sp.	Huevo-Larva-Adulto
<i>Protogamasellopsis posnaniensis</i> Wiśniewski y Hirschmann, 1991	Huevo-Larva-Proto-Deuto-Adulto
<i>Macrocheles</i> sp.	Huevo-Larva-Proto-Deuto-Adulto

Allogalumna (Acroalumna) longipluma (Berlese, 1904) (**ORIBATIDA: GALUMNIDAE**)

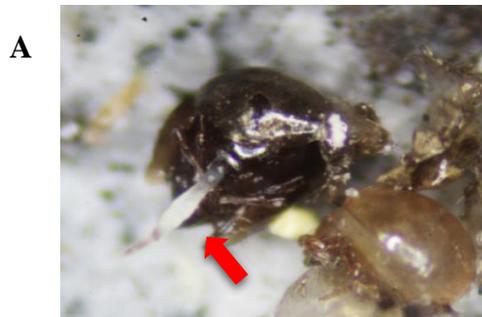
El desarrollo ontogenético de esta especie ha sido estudiado por múltiples investigadores (Norton y Ermilov, 2014), no obstante, la mayoría de estos trabajos han sido realizados con los estados inmaduros que se recolectan en muestreos de campo, mas no mediante cultivos en condiciones de laboratorio. Únicamente en los trabajos publicados por (Haq y Adolph, 1981; Sengbusch, 1958; Sengbuschm, 1954) se reporta el ciclo de *A. longipluma* en condiciones de laboratorio. Los tiempos de desarrollo de huevo hasta la tritoninfa reportados en el cuadro 2 no muestran diferencias con los datos de estudios previos, sin embargo, el promedio de vida del adulto en el presente estudio, llega casi a triplicar los valores reportados por otros autores. Cabe mencionar que los adultos pueden llegar a morir tempranamente por diversos factores, entre ellos la falta de alimento, escasa o excesiva disposición de agua y patógenos.

Cuadro 2. **Desarrollo ontogénico de *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma*.**

Estado	n	Promedio (días)	DE
Huevo	14	10.1	1.8
Larva	26	7.7	1.9
Quiescente	37	4.3	0.7
Protoninfa	36	7.1	1.2
Quiescente	34	4.1	0.5
Deutoninfa	25	8.3	2.2
Quiescente	23	4.3	0.7
Tritoninfa	13	9.4	2.6
Quiescente	13	7	1.2
Pre-ovo	3	50	0
Adulto	1	287	-
Total		399.3	13

Reproducción. En el presente estudio no se logró observar ningún comportamiento reproductivo, sin embargo, la población logró aumentar por lo que se asevera que la reproducción fue partenogénica, tal como lo reportan (Pauly, 1956; Sengbusch, 1958).

Oviposición y fertilidad. La hembra posee un ovipositor telescópico (figura 3 A), el cual le permite depositar los huevos en oquedades estrechas con el propósito de protegerlos. En condiciones de laboratorio, las hembras ovipositaron uno o varios huevos en aberturas del medio, restos de materia orgánica, exuvias de otros estados de desarrollo o entre los pteromorfos de individuos adultos (figura 3 B-C), (Jacot, 1934) manifiesta que las hembras pueden ovipositar entre 4 y 5 huevos. Varias hembras pueden hacer uso del mismo espacio para poner sus huevos, se pudo contabilizar hasta 14 huevos en el interior de una exuvia, 4-6 huevos en un mismo orificio del medio de cría; en muchos casos, el uso del mismo sitio para ovipositar puede complicar la salida de las larvas posterior a la eclosión, ya que estos, al acrecentar su tamaño pueden quedar atrapados y en 2-3 días después llegan a morir por inanición al no poder salir del orificio en el sustrato debido a lo estrecho del paso.



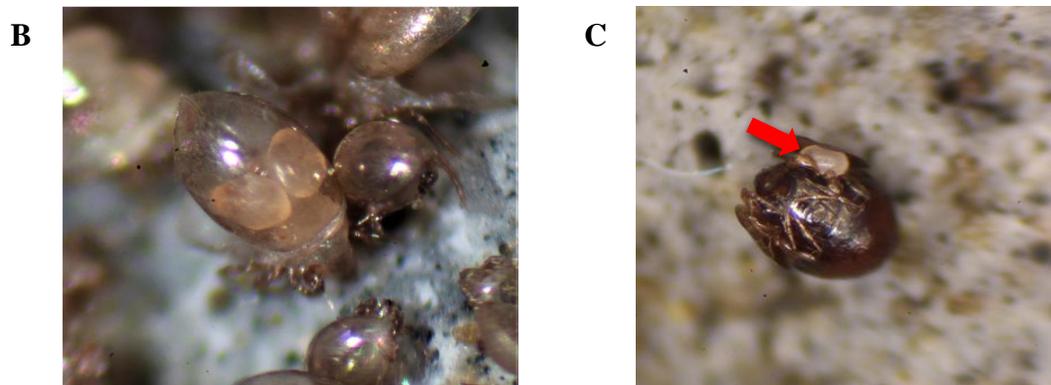


Figura 3. A: hembra con el ovopositor extendido, B: huevos depositados en exuvias, C: huevo protegido por el teromorfo de un adulto muerto.

Huevo. Los huevos son ovalados, de color blanco iridiscente, que va oscureciéndose conforma avanza el desarrollo embrionario y de la pre-larva hasta alcanzar un color café claro. La forma del huevo también se va modificando, el polo en el que se ubica el gnatosoma tiende a estrecharse hasta terminar en punta, mientras que el polo posterior permanece circular. En etapas avanzadas del desarrollo (1 o 2 días antes de la emergencia) se pudo observar los tres pares de patas dirigidas hacia atrás y el gnatosoma (figura 4 A, B).

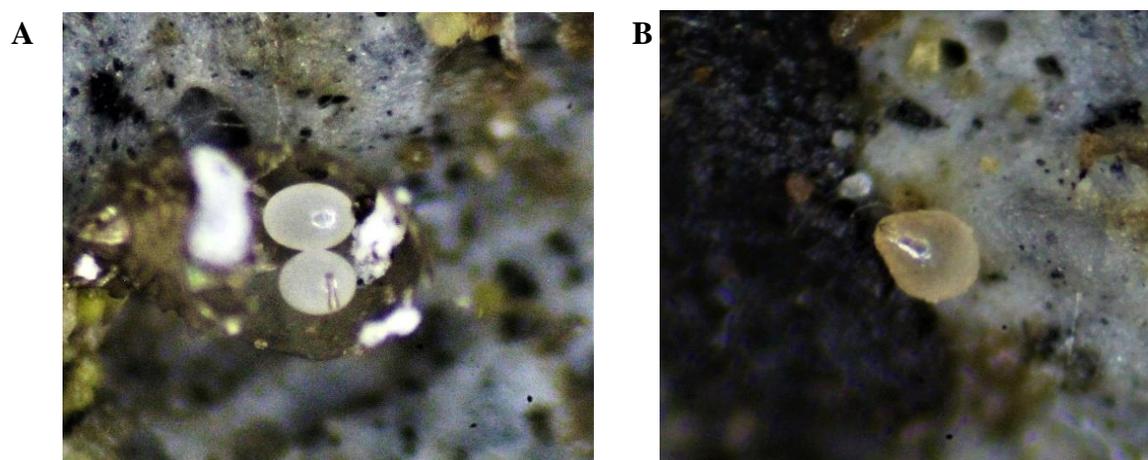


Figura 4. A: huevos recién depositados, B: huevo a los 10 días de su oviposición.

Larva. Al inicio de la eclosión, el huevo se abre por el polo en el que se encuentra el gnatosoma y se dirige hacia la parte media del huevo, por lo tanto, la larva sale hacia adelante (figura 5 A). Al emerger del huevo esta permanece junto al corion entre 12-24 horas y durante el primer día puede llegar a alimentarse de este (figura 5 B). La larva es de color beige claro en el idiosoma, mientras que el gnatosoma y las patas presentan color beige oscuro o café claro (figura 5 C)

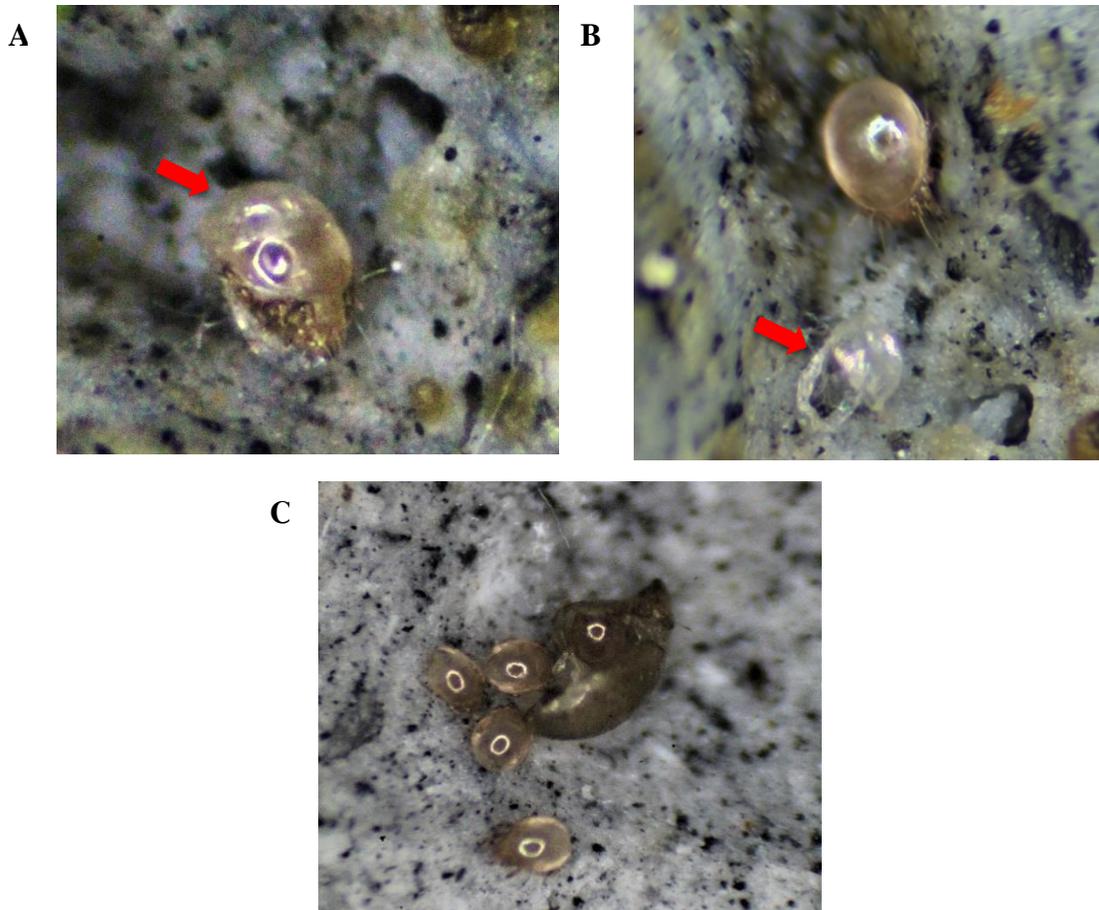


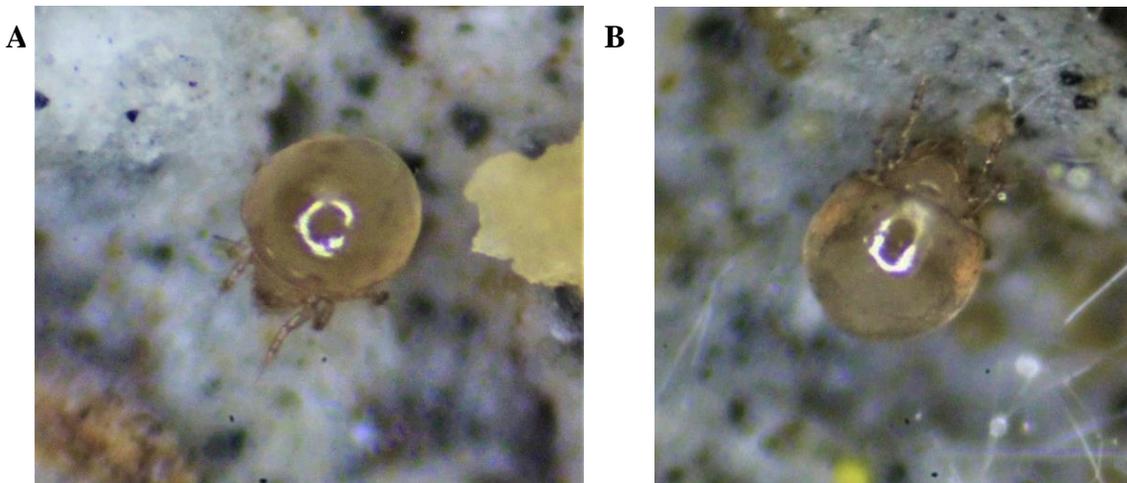
Figura 5. A: larva eclosionando del huevo, B: larva reposando junto al corion, C: larvas la capa de quemergiendo de huevos depositados en una exuvia. * La flecha de color rojo señala el corion.

Ninfas. Esta especie presenta tres estados ninfales: protoninfa, deutoninfa y tritoninfa (figura 6 A-C); los tres estados ninfales muestran una coloración café claro amarillento, el cual se va acentuando a medida que avanza el desarrollo ontogenético; al incrementar su densidad, la capa de quitina se vuelve más dura a través de provocando un esclerosamiento del exoesqueleto. Durante el desarrollo ontogenético las ninfas aumentan de tamaño y composición setal. Se alimentan rápidamente posterior a la muda y su locomoción es bastante ágil.

Adulto. El adulto presenta una coloración marrón claro al mudar, este se va oscureciendo en los días posteriores. Además del notable esclerosamiento de la cutícula, el adulto se distingue plenamente de la tritoninfa por la presencia de un par de pteromorfos y dos grandes setas botridiales (figura 6 D). La alimentación es más voraz y constante que en los estados ninfales,

mientras que la locomoción es menos rápida, (Estrada-Venegas *et al.*, 1999) menciona que esto puede deberse a que el adulto presenta un tamaño mayor a comparación de las ninfas. Durante las observaciones se las encontraba trepando las paredes del medio, buscando alimento.

Quiescencia y muda. Los individuos se apartan del alimento de dos a tres días antes de entrar en quiescencia, durante este tiempo buscan grietas, oquedades y exuvias de deutoninfas y tritoninfas para realizar este proceso. La quiescencia dura de 4 a 4.3 días en las larvas y ninfas, mientras que en los adultos puede llegar a durar de 9-10 días. Estos espacios pueden ser ocupados por uno o decenas de individuos, los cuales, si convergen en el inicio de la quiescencia, pueden regresar al mismo sitio en los cuatro procesos de quiescencia y muda; Esto buscando protección ya que durante este periodo son muy susceptibles a la depredación por parte de los enemigos naturales en campo. El crecimiento de los organismos hace que el idiosoma se expanda, entre la sutura circunmástrica (articulación flexible que une el notogaster a la placa ventral) y la sutura dorsosejugal, esta condición es una señal evidente de que el individuo está próximo a el periodo de quiescencia. El día previo a la muda, el cuerpo se torna de un color café grisáceo oscuro y la cutícula se torna un tanto iridiscente, esto debido a la formación de la nueva cutícula; la cutícula vieja se rompe en la región posterior de la sutura circunmástrica, haciendo que el individuo salga hacia atrás (histerodehiscente) (figura 7).



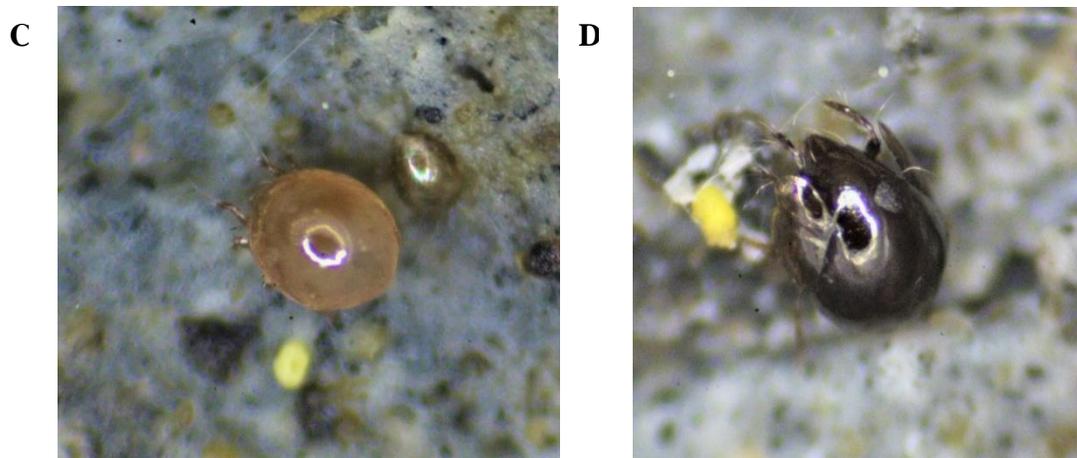


Figura 6. Estados de desarrollo. A: protoninfa, B: deutoninfa, C: tritoninfa, D: adulto.

Hábitos alimentarios. Esta especie mostró mayor preferencia por pedazos de croquetas de perro (Biscuit, Pedigree ®) y levadura en hojuelas, ocasionalmente se los observó consumiendo tejido vegetal descompuesto y triturado, aunque rechazaron el polen de pino, las algas y líquenes. En condiciones de laboratorio, los adultos mostraron mayor voracidad que las ninfas y estas a su vez, más que las larvas.

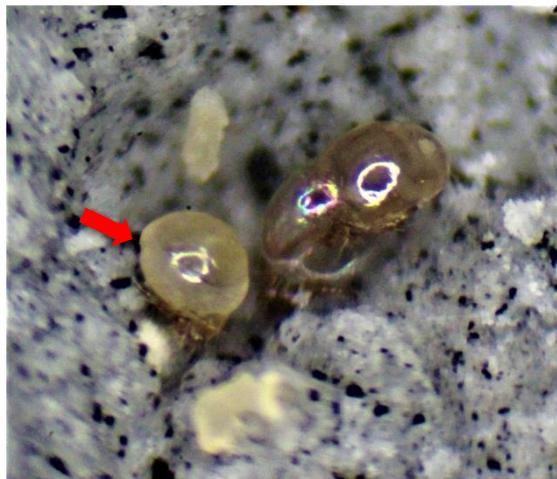


Figura 7. Larvas en proceso de quiescencia (izquierda) y muda (derecha). *La flecha de color rojo indica la expansión de la sutura circunmástrica.

Pseudoamerioppia barrancensis (Hammer, 1961) (**ORIBATIDA: OPPIDAE**)

Oppidae es una familia con muchas especies, que en su conjunto representan cerca del 9.5% de las especies del suborden Oribatida, a pesar de esto, únicamente en 19 especies se ha estudiado su ontogenia (Norton y Ermilov, 2014; Subías, 2020). En su tesis doctoral (Estrada-Venegas, 2000) detalla la biología de *P. barrancensis*, los resultados de esta

investigación muestran ciertas diferencias con los resultados de la autora mencionada, el tiempo de desarrollo de huevo-IV quiescencia varía en 10 días (no se reporta el tiempo de vida del adulto), donde la principal diferencia se da en el tiempo de desarrollo del huevo (8 días) y la larva (3 días).

Cuadro 3. **Desarrollo ontogenético de *Pseudoamerioppia barrancensis*.**

Estado	n	Promedio (días)	DE
Huevo	12	11.2	0.39
Larva	11	5.2	0.3
Quiescente	6	1.5	0.4
Protoninfa	6	1.6	1.3
Quiescente	5	2.5	2.5
Deutoninfa	5	2.1	0.4
Quiescente	5	1.6	0.2
Tritoninfa	5	1.8	0.4
Quiescente	5	2.9	0.4
Pre-ovo	5	13.5	0.0
Adulto	4	149	30
Total		179.4	36.2

Reproducción. Esta especie se reproduce por transferencia indirecta de esperma, el macho coloca una cápsula de esperma (espermatóforo), suspendido sobre un pedicelo que el macho cementará al sustrato. Durante este proceso, el macho se sitúa sobre la superficie en la que colocará el espermatóforo, inicia con leves movimientos de flexión y extensión del idiosoma, durante cerca de 5 minutos detecta el mejor sitio para la deposición del espermatóforo, el ácaro extiende las extremidades levantando todo el cuerpo, en esta posición permanece el resto del proceso hasta dejar salir el pedicelo y finalmente la cápsula de esperma a través de las valvas genitales. El proceso se completa en aproximadamente 10 minutos (figura 8 A, B). El espermatóforo es una cápsula redonda de color blanco grisáceo opaco, se observó un tallo de dimensiones reducidas, casi imperceptible (figura 8 C). Los espermatóforos pueden ser devorados por individuos (machos y hembras), estos localizan el espermatóforo y realizan movimientos zigzagueantes y rotatorios con el primer par de patas y palpos. Una vez localizado el espermatóforo, lo toman con los quelíceros dentados hasta consumir su contenido, se observó varios casos en donde la cápsula no era consumida totalmente, en este

caso el individuo pareciera alimentarse con preferencia de la zona externa de la cápsula, la cual posteriormente toma una coloración cristalina iridiscente. Si bien un individuo puede devorar completamente una espermatóforo, se registraron casos en donde era necesaria la acción de hasta tres individuos para consumirlo en su totalidad (figura 8 D). El periodo de preoviposición (13.5 días) es similar al reportado por (Estrada-Venegas, 2000).

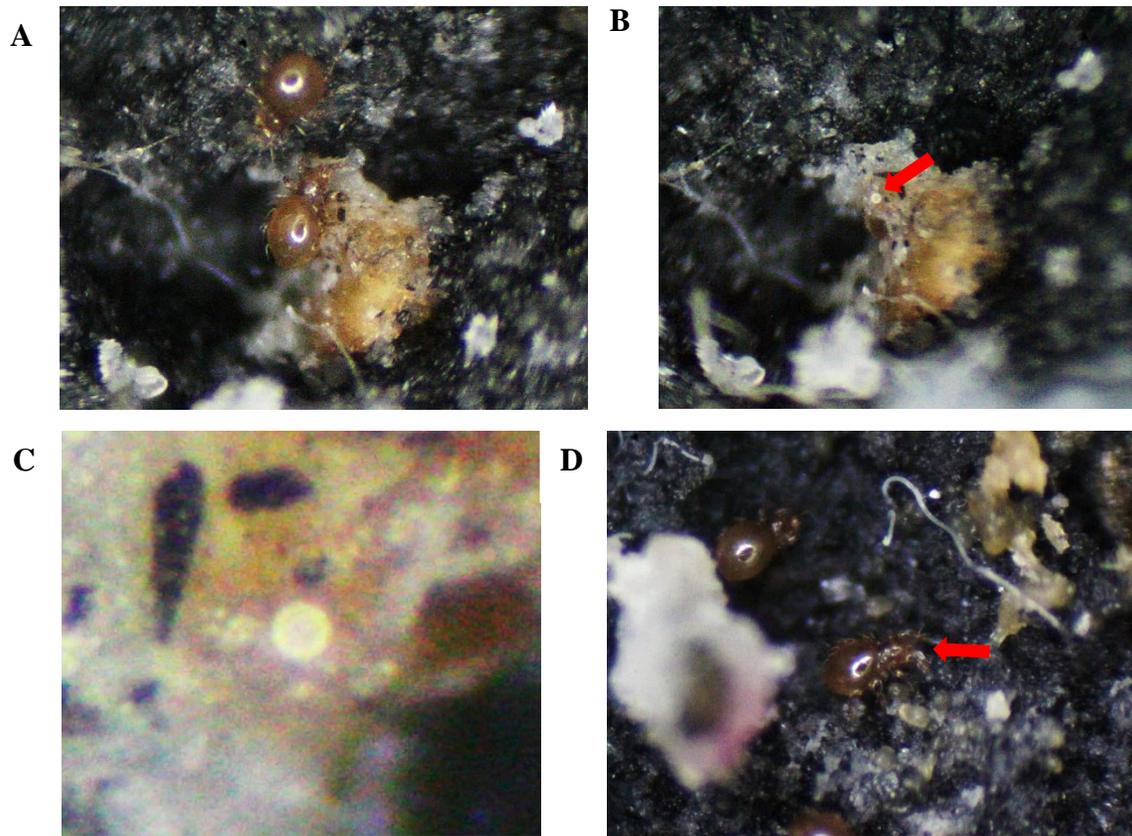


Figura 8. A: macho de *Pseudoamerioppia barrancensis* (Hammer, 1961) colocando el espermatóforo; B, espermatóforo colocado en el sustrato, C: espermatóforo con aumento de 90x, D: adulto alimentándose de un espermatóforo.

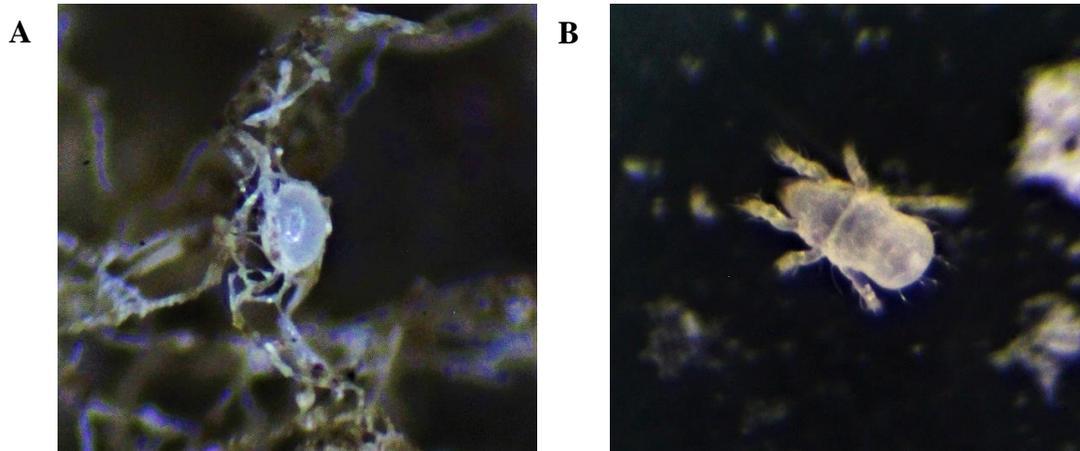
Oviposición y fertilidad. Los huevos son ovipositados en sitios del cultivo que permitan un adecuado camuflaje; en condiciones de laboratorio, tales como aserrín humedecido, oquedades del medio y principalmente en micelio deteriorado de hongos que crecen en el alimento (figura 9 A). Se observó hasta un máximo de dos huevos por sitio, esto sumado al considerable tamaño del huevo, permite generar la hipótesis de que las hembras solo depositan un huevo cada cierto tiempo.

Huevo. El huevo presenta una forma completamente ovalada, al ser depositado en el sustrato su color es blanco transparente e iridiscente, que va cambiando a un blanco opaco conforme avanza el proceso de desarrollo (figura 9 A).

Larva. La larva es de color blanco opaco algo transparente e iridiscente; durante toda esta etapa de desarrollo el individuo muestra una locomoción lenta y un tanto errática (figura 8 B). El consumo de alimento también es reducido en la etapa larval, el individuo permanece unos segundos sobre el alimento, consume rápidamente mientras se mueve y termina alejándose de este. La forma del idiosoma, es particular en esta etapa, es redondeada en la porción distal y presenta una ligera constricción en la región media, también, se puede distinguir la sección del prosoma y el gnatosoma.

Ninfas. Esta especie presenta tres estados ninfales (protoninfa, deutoninfa y tritoninfa) (figura 9 C-E). Conforme avanza el desarrollo ontogenético, también se incrementa el tamaño del cuerpo, incremento en el número de sedas y voracidad en el consumo de alimento. Los cuerpos en cada estado de desarrollo muestran una coloración blanca totalmente opaca. La locomoción también mejora y si bien ya no existen movimientos erráticos, la locomoción aún no es muy ágil. El cuerpo es totalmente ovalado y globoso, aún es posible distinguir una ligera división entre el prosoma y el gnatosoma.

Adulto. Los cambios en el adulto son notorios, partiendo por el idiosoma que es totalmente redondeado y globoso. El cuerpo es completamente esclerosado, de coloración café oscuro, que se acentúa más en el proterosoma y patas. La locomoción es muy ágil, se alimenta vorazmente y permanece por mucho más tiempo sobre el alimento (figura 9 F).



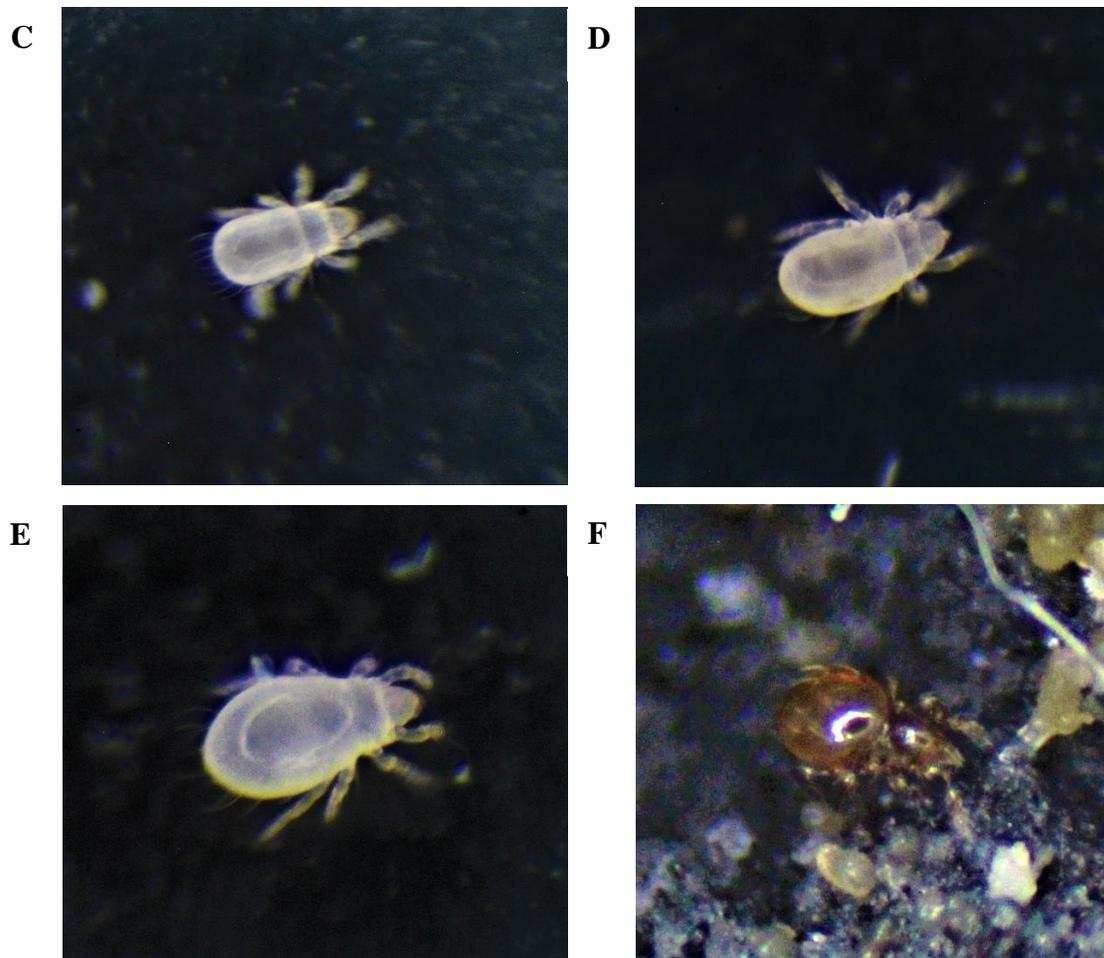


Figura 9. Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: protoninfa, D: deutoninfa, E: tritoninfa, F: adulto.

Quiescencia y muda. En condiciones de laboratorio, estos ácaros pueden entrar en quiescencia y mudar en el micelio que crece sobre el alimento (figura 10), no obstante, también suelen llegar a alejarse del alimento y buscar oquedades en el sustrato para pasar la quiescencia; la quiescencia dura entre 1.5 a 2-9 días. Al igual que otros oribátidos, en las horas previas a la muda el cuerpo se torna de color gris oscuro, debido a la formación de la nueva cutícula. El rompimiento de esta se da en la región posterior de la sutura circunmástrica y se dirige hacia la región media del idiosoma, haciendo que el individuo salga de la exuvia hacia atrás (histerodehiscente).

Hábitos alimentarios. Esta especie es principalmente fungívora, si bien se los ha observado alimentándose de levadura en hojuelas y pedazos de croquetas de perro (Biscuit, Pedigree

®), el alimento preferido son los cuerpos fructíferos de hongos que crecieron sobre el alimento; muchos de estos se adherían al cuerpo de los ácaros.

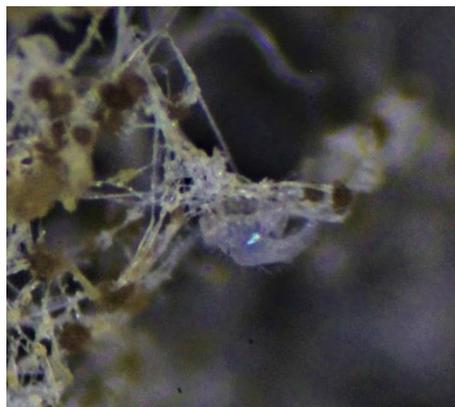


Figura 10. Exuvia de *Pseudoamerioppia barrancensis* sobre micelio que se desarrolló en fragmentos de croqueta.

Nothrus oblongus Hammer, 1961 (**ORIBATIDA: NOTHRIDAE**)

De la familia Nothridae se ha estudiado la ontogenia de 16 especies, muchos estados inmaduros han sido utilizados para la descripción de algunas especies y han generado múltiples confusiones en la taxonomía del grupo (Norton y Ermilov, 2014). No obstante, únicamente cuatro especies han sido cultivadas en laboratorio *Nothrus silvestris* Nicolet, 1855, *N. borussicus* Sellnick, 1928 (Ermilov, 2009), *N. palustris* Koch, 1839 ((Shaldybina, 1984, 1986, 1987)) y *N. anauniensis* Canestrini y Fanzago, 1876 (Ermilov, 2008, 2009). En el caso de *N. oblongus* éste es el primer trabajo que se ha realizado hasta el momento. En el cuadro cinco se compara los ciclos biológicos de tres especies del género, el tiempo de los estados de desarrollo (larva, quiescencia I, protoninfa y quiescencia II) de *N. oblongus* son similares a los de *N. borussicus*.

Cuadro 4. **Desarrollo ontogenético de *Nothrus oblongus***

Estado	n	Promedio (días)	DE
Larva	3	24	6.1
Quiescente	2	7.5	0.7
Protoninfa	2	31.5	9.2
Quiescente	2	9.5	10.5
Deutoninfa	1	150	-
Total		222.5	26.5

Larva. En este estado de desarrollo, el individuo presenta movilidad reducida, se alimenta principalmente de detritus y ocasionalmente de levadura en hojuelas. Son de color blanco grisáceo, con un ligero oscurecimiento café en el gnatosoma y patas.

Ninfas. Las ninfas aumentan considerablemente de tamaño después de cada muda, al emerger de la quiescencia, todo el cuerpo es de color blanco grisáceo y con el pasar de los días las patas y el gnatosoma toma una coloración marrón opaca. También, es posible percibir un incremento de tamaño en el cuerpo. Si bien la deutoninfa sobrevivió 150 días, no llegó a mudar y murió; se asume que las condiciones de humedad y temperatura de los micro medios fueron desfavorables para la supervivencia de esta especie (figura 11 A-B).

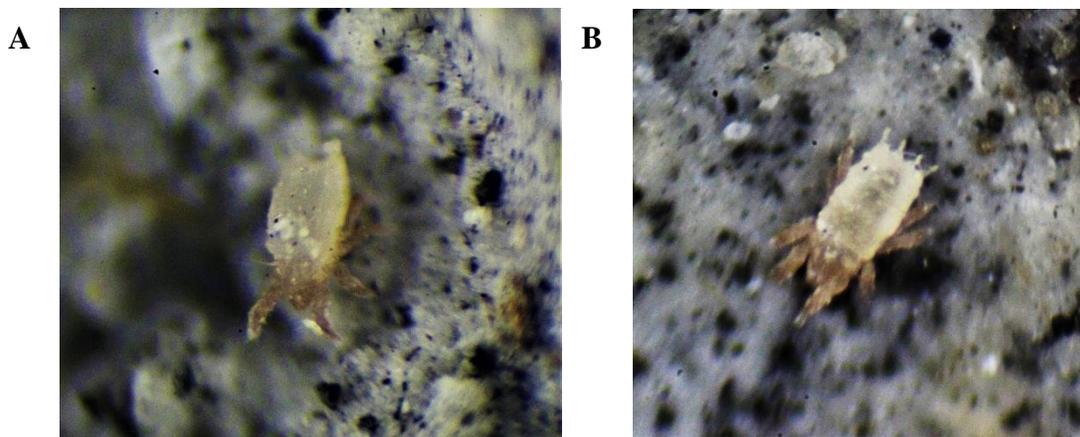


Figura 11. Estados de desarrollo. A: protoninfa, B: deutoninfa.

Quiescencia y muda. Previo a la quiescencia, el individuo reduce paulatinamente su locomoción y consumo de alimento. Durante la quiescencia se mantiene completamente inmóvil, con las patas totalmente extendidas hacia abajo, antes de la muda se puede notar un ligero oscurecimiento en el cuerpo, debido a la formación de la nueva cutícula. Durante la muda se produce una ruptura en la parte posterior de la sutura circunmástrica y debido a la presión ejercida por el individuo, la cutícula puede romperse longitudinalmente desde la parte posterior de la sutura circunmástrica hacia la región media del notogaster, permitiendo al individuo salir hacia atrás (figura 12).



Figura 12. Exuvia de la larva de *Nothrus oblongus*.

Hábitos alimentarios. En condiciones de laboratorio esta especie se alimentó principalmente de levaduras en hojuelas y de detritos del medio de cría.

Cuadro 5. Ciclos biológicos de especies del género *Nothrus*. Tomado de: (Ermilov, 2008, 2009).

Especie	T °C	Huevo	Larva	Quies. I	Protoninfa	Quies. II	Deutoninfa	Quies. III	Tritoninfa	Quies. IV	Adulto
<i>N. anauniensis</i> Canestrini et Fanzago, 1876	20	28.7±0.4	30.5±0.6	6.4±0.1	38.8±0.7	8.5±0.1	51.5±1.0	12.7±0.2	69.4±1.7	14.4±0.4	268.1±3.5
	23	22.4±0.3	21.9±0.2	5.5±0.1	24.5±0.9	6.8±0.1	36.2±0.8	10.0±0.2	45.4±0.7	12.5±0.7	184.2±4.6
<i>N. borussicus</i> Sellnick, 1928	20	17.6±0.5	24.0±1.0	6.0±0.2	34.4±0.8	9.1±0.4	47.5±2.2	13.1±0.6	60.2±2.8	15.7±0.5	225.2±3.7
	23	13.0±0.3	16.1±0.4	5.2±0.5	25.5±1.7	8.1±0.9	34.7±2.1	11.3±0.5	45.2±2.3	13.9±0.4	170.8±4.1
<i>N. silvestris</i> Nicolet, 1855	20	11.0±0.2	25.0±0.5	7.4±0.1	34.8±0.9	9.0±0.1	41.2±0.8	11.3±0.2	50.1±1.9	14.0±0.4	209.0±3.5
	23	6.8±0.1	16.8±0.2	7.0±0.08	26.1±0.9	8.2±0.1	31.1±0.6	10.0±0.2	38.1±1.1	12.9±0.2	158.5±1.8

Belbodamaeus (Lanibelba) palaciosi (Iglesias y Guzmán, 2012) (*Epidamaeus*)
(ORIBATIDA: DAMAEIDAE)

Esta especie fue descrita por (Iglesias y Guzman, 2012), sin embargo no se ha estudiado su biología y ontogenia, por lo que este estudio genera un aporte considerable al conocimiento de la especie. De la familia Damaeidae, se ha estudiado la ontogenia de 54 especies, de estas, solo 14 se han criado en laboratorio (Norton y Ermilov, 2014). En México (Iglesias *et al.*, 2012) describieron la ontogenia de *Damaeus (Epidamaeus) mitsensillus* (Palacios-Vargas, 1984) y (Estrada-Venegas y Norton, 2001) de *Parabelbella* sp. Del subgénero *Lanibelba*, únicamente *L. pini* (Norton, 1980) tiene descripción de sus estados de desarrollo.

Cuadro 6. **Desarrollo ontogenético de *Belbodamaeus (Lanibelba) palaciosi***

Estado	n	Promedio (días)	DE
Huevo	4	11.63	2.75
Larva	6	5.92	0.86
Quiescente	6	3.42	1.07
Protoninfa	5	5.4	0.65
Quiescente	5	3.1	0.55
Deutoninfa	5	7.9	2.92
Quiescente	4	4.63	0.48
Tritoninfa	3	10.67	4.73
Quiescente	3	6.67	0.58
Adulto	3	195	0
Total		254.3	14.59

Oviposición y fertilidad. Esta especie no presenta un patrón específico en su proceso de oviposición, las hembras depositan los huevos sobre el sustrato sin ningún tipo de protección. Ocasionalmente se han observado huevos sobre el dorso de otras especies más grandes; las ninfas y adultos pueden tomar los huevos del sustrato con sus patas y se los colocan en el notogaster. Si los huevos son tomados inmediatamente después de la oviposición, pueden adherirse al cuerpo del adulto debido a la viscosidad que presentan (figura 13 A-B). Este fenómeno ha sido poco estudiado, (Cancela da Fonseca, 1975) estudió la biología de *Damaeus verticillipes* y manifiesta que las hembras ovipositaron directamente sobre los machos; cómo ya se mencionó previamente, en el presente estudio se observó claramente que las hembras ovipositaron en el sustrato y días posteriores los huevos eran recogidos y

colocados en el notogaster. (Walter y Proctor, 2013) mencionan que este comportamiento podría responder a un cuidado parental de los huevos.

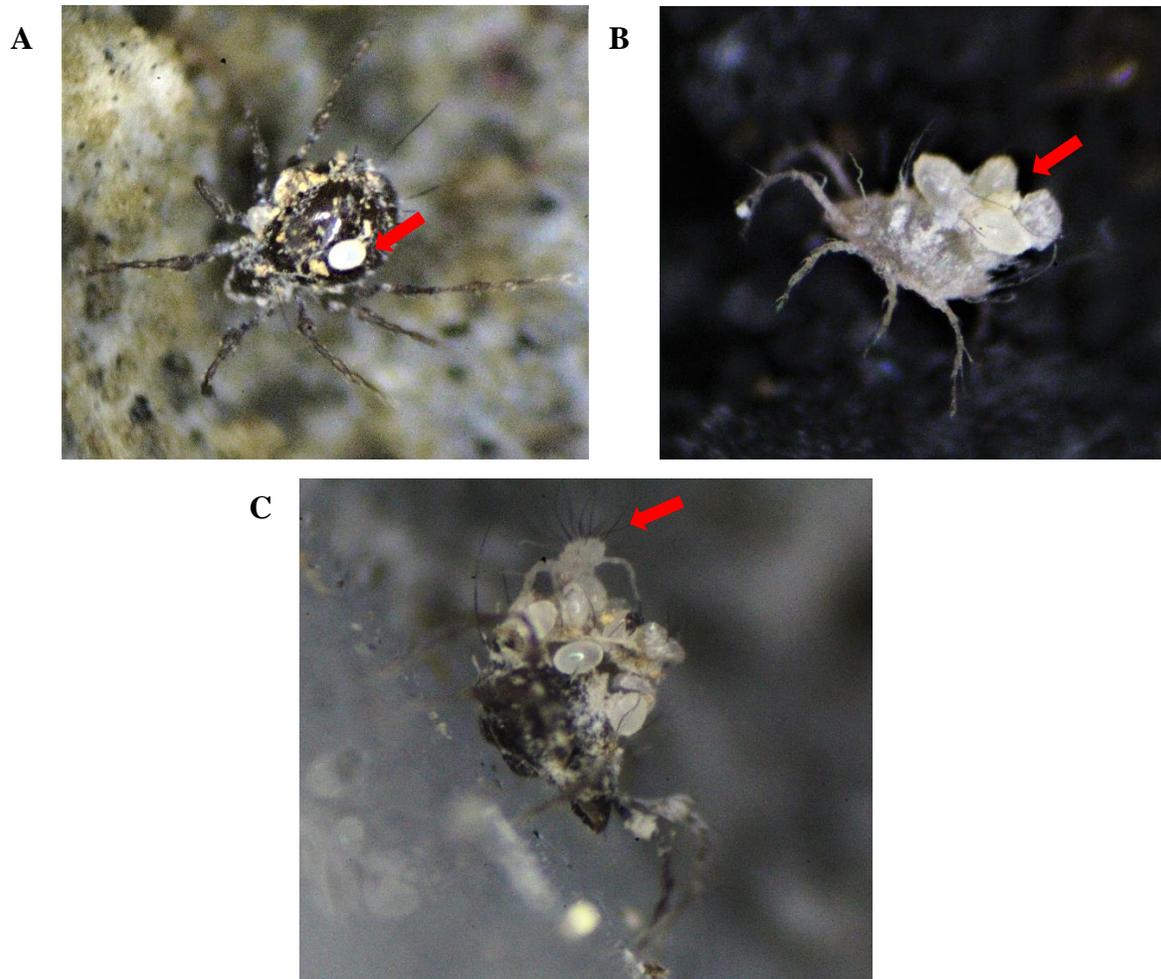


Figura 13. Individuos de *Belbodamaeus (Lanibelba) palaciosi* cargando huevos sobre sus cuerpos. A: Adulto. B: Ninfa. C: Larva eclosionando sobre el dorso de un adulto.

Huevo. Los huevos son ovalados, de color blanco iridiscente que se va transparentando con el pasar de los días. Son adheridos en el sustrato mediante una sustancia pegajosa que es muy evidente en los primeros días posterior a la oviposición. En los dos últimos días de desarrollo de la prelarva, la transparencia del huevo permite evidenciar las sedas notogastrales, mismas que se distribuyen longitudinalmente en el huevo (Figura 14 A). Cuando los huevos son tomados por las ninfas o adultos el desarrollo sigue con normalidad, durante la eclosión la larva rompe el huevo por el polo posterior, extrayendo primero el notogaster y culminando

con las patas (figura 14 B), finalmente, esta se baja inmediatamente del dorso de la ninfa o adulto (figura 13 C).

Larva. Esta es de color grisáceo y permanece así durante todo el estado larval. Su cuerpo es de forma ovalada y muestra lóbulos bastante pronunciados, donde se insertan las setas notogastrales. Se mueve rápidamente y se alimenta ávidamente de croqueta u hojuelas de levadura. Durante los dos primeros días, su cuerpo, setas notogastrales y sensilas se muestran limpios, sin embargo, el resto del tiempo generan cerotegumento y pueden llegar a cubrirse de micelio conforme se movilizan (figura 14 B). Las larvas no mostraron el comportamiento de colocar restos de exuvias o huevos sobre su cuerpo.

Ninfas. Las ninfas incrementan el tamaño de su cuerpo conforme avanza su desarrollo, son de forma ovalada y al igual que las larvas muestran lóbulos en el notogaster, aunque menos evidentes (figura 14 C-E). La coloración del notogaster se mantiene grisácea, aunque menos intenso que en la larva, las patas y el prodorsum toman una coloración café rojiza que se va acentuando con el pasar del tiempo. Su alimentación y locomoción es igual al mostrado por las larvas. Debido a la muda circumdehiscente, las ninfas llevan cargando la porción de exuvia que resulta de la parte dorsal del notogaster de forma redonda y que queda adherida al cuerpo a través de las sedas donde la tritoninfa carga los restos de la muda de la larva y la deutoninfa; pueden llegar a colocarse con las patas, restos de exuvias de otros organismos, detritus o los huevos de su misma especie.

Adulto. Su cuerpo es completamente esclerosado y varía de color café oscuro a negro; el notogaster es completamente convexo y redondeado. Los adultos cargan los restos de exuvia de larva proto, deuto y tritoninfa (figura 14 F), en condiciones naturales estos pueden desprenderse y dejar expuesto el dorso del adulto. También, presenta un muy marcado comportamiento de colocarse sobre el notogaster, los huevos de su misma especie, restos de detritus y exuvias de otras especies principalmente cuando su cobertura de exuvias se haya desprendido.

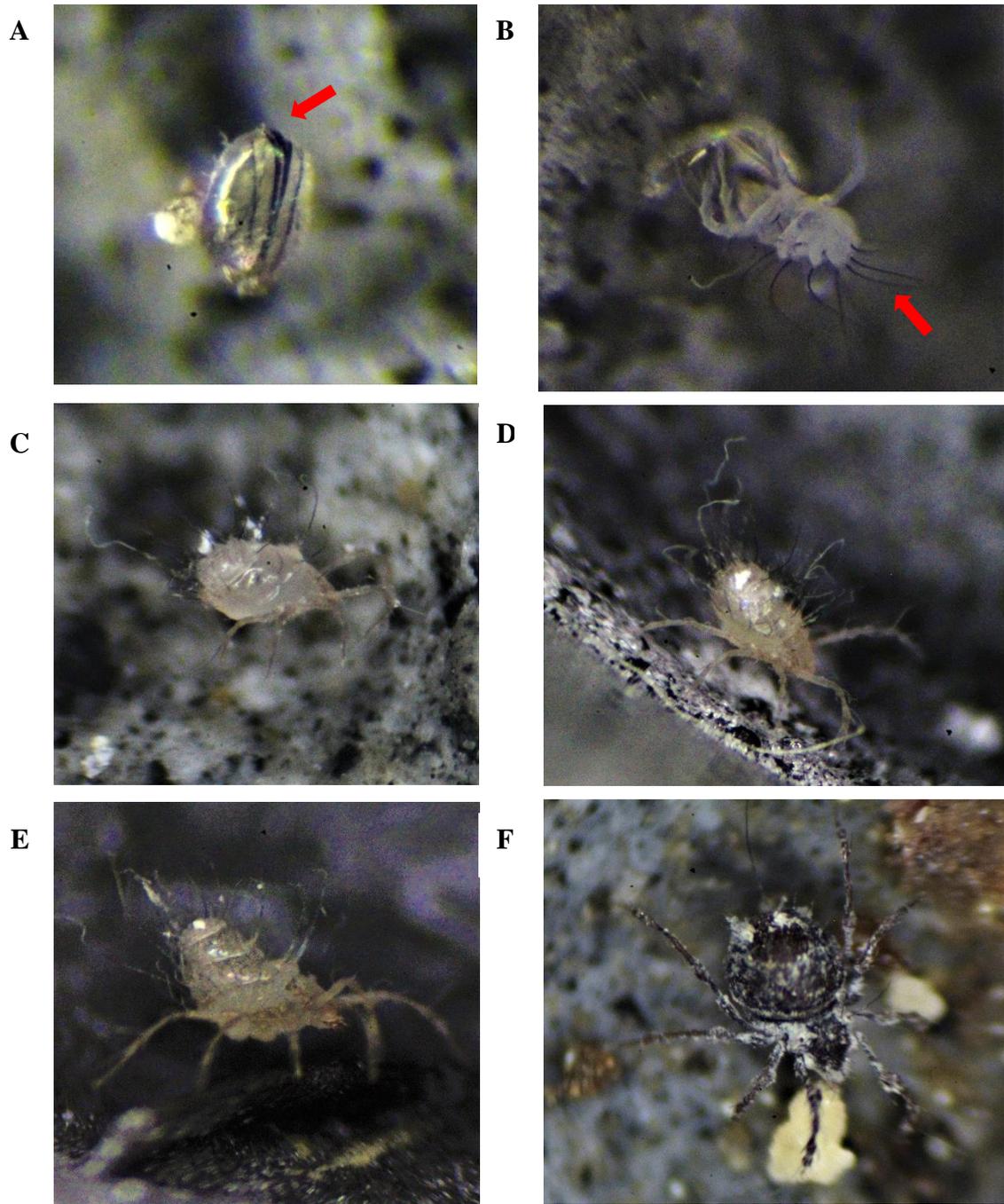


Figura 14. Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: protoninfa, D: deutoninfa, E: tritoninfa, F: adulto.

Quiescencia y muda. Previo a la quiescencia, el individuo reduce notablemente su movimiento hasta quedar inmóvil. La quiescencia tarda de 3.4 a 6.6 días, aumentando en proporción al avance del desarrollo ontogenético (cuadro 6). De 1 a 0.5 días previo a la ecdisis, el notogaster cambia de color grisáceo claro a grisáceo oscuro y tal como sucede en

el huevo días previos a la eclosión, es posible observar el nuevo grupo de setas notogastrales. Durante la muda, la cutícula se rompe alrededor del opistonoto y el ácaro sale hacia arriba, cargando los restos de la exuvia sobre el notogaster (figura 15) (circumdehiscencia) (Norton y Behan-Pellelier, 2009). Cada porción de la exuvia contiene todo el grupo de setas notogastrales de los anteriores estados de desarrollo, que se van renovando con cada muda y esta especie puede llegar a mantenerlos hasta llegar al adulto, no obstante, en condiciones naturales pueden desprenderse y dejar expuesto el notogaster del adulto, en las ninfas no se observó este comportamiento.



Figura 15. Nínfa culminando el proceso de muda.

Hábitos alimentarios. Esta especie se alimentó principalmente de croquetas de perro, hojuelas de levadura y hongos que crecieron sobre este.

Wallworkoppia cervifer (Mahunka, 1983) (**ORIBATIDA: OPPIIDAE**)

De esta especie o de especies relacionadas no se tiene información publicada sobre sus estados de desarrollo, por lo que este estudio aporta valiosa información sobre la especie.

Cuadro 7. Desarrollo ontogenético de *Wallworkoppia cervifer*

Estado	n	Promedio (días)	DE
Huevo	2	8.5	0
Larva	4	2.6	0.6
Quiescente	9	2.1	0.6
Protoninfa	6	2.3	0.5
Quiescente	6	2.5	0
Deutoninfa	6	1.8	0.4
Quiescente	6	2.2	0.4
Tritoninfa	5	3.8	0.4
Quiescente	5	4.2	0.8
Pre-ovo	4	23.5	0.7
Adulto	4	161.5	0.7
Total	4	215	5.1

Reproducción. Esta especie coloca los espermatóforos de forma irregular sobre el sustrato, generalmente se ubicaban junto al alimento. La capsula es redonda, de color iridiscente y suspendida sobre un tallo de gran tamaño (figura 16). A diferencia de *Pseudoamerioppia barrancensis* (Hammer, 1961) no se pudo registrar depredación de los espermatóforos por parte de otros individuos.

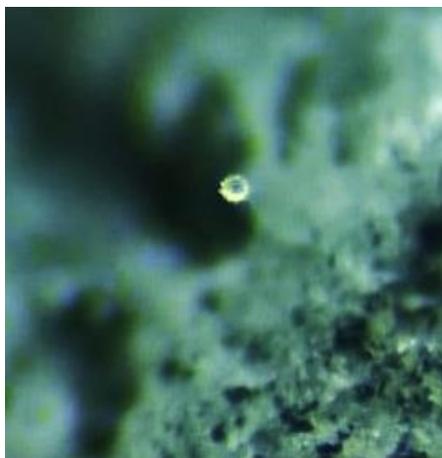


Figura 16. Espermatóforo colocado sobre el sustrato

Oviposición y fertilidad. Los huevos son dispuestos en el sustrato principalmente sobre el alimento por lo que pueden llegar a cubrirse de micelio de los hongos que crecen sobre este, lo que a su vez les sirve de protección; a pesar de esto llegan a eclosionar sin problemas. Pueden ser ovopositados de forma individual o en grupos (se contabilizó hasta 10 huevos en el mismo sitio).

Huevo. Los huevos presentan un color blanco transparente durante todo el desarrollo embrionario. Al ser ovopositados muestran una forma ligeramente ovalada y conforme avanza el desarrollo de la prelarva, el huevo puede llegar a duplicar su tamaño inicial, toma una forma completamente ovalada y termina el desarrollo con una forma ovoide (figura 17 A). Previo a la eclosión, el huevo toma una coloración oscura, la ruptura del corion durante la eclosión se origina sobre unos de los polos y se dirige lateralmente hasta el polo contrario.

Larva. Es de color blanco grisáceo, apenas emergida muestra un sutil estrechamiento en el notogaster, cuyo ancho es similar a la porción distal del notogaster, dicho estrechamiento va desapareciendo conforme el individuo crece. Cuando llega al punto de quiescencia el ácaro pudo haber duplicado su tamaño, principalmente en el notogaster. los sensilos son muy evidentes, muestran una cabeza de color gris oscuro de forma oblancoada y cubierta de espinas. La larva se mueve y alimenta hábilmente, es común encontrarlas sobre el alimento o en el micelio que crece sobre este.

Ninfas. Las ninfas muestran un evidente acrecentamiento de sus cuerpos, es lo que se distingue principalmente en la protoninfa y deutoninfa (figura 17 B-C). En el caso de la tritoninfa se observan cambios mucho más notorios: el notogaster es de forma ligeramente romboidal con el dorso levemente aplanado, las cabezas de las sensilas son de un ancho menor y por lo tanto ya no son tan evidentes, finalmente, tanto el prodorsum y los cuatro pares de patas van adquiriendo una coloración rosada. Previo a la quiescencia el notogaster de la tritoninfa recupera su forma convexa (figura 17 D).

Adulto. El cuerpo es completamente esclerosado, tiene una coloración marrón uniforme en todo el cuerpo, el notogaster es de forma ovoide y el prodorsum triangular (figura 17 F). La sensila se modifica completamente, en esta etapa el par de sensilas son de tipo radiado, con 5 ramificaciones largas. A diferencia de las ninfas y larvas, los adultos no suelen ser ubicados en el alimento o sobre el micelio, es común encontrarlos en los bordes del medio o en oquedades del mismo, se posan sobre el sustrato con el notogaster ligeramente levantado y el primer par de patas retraídas sobre el prodorsum.



Figura 17. Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: protoninfa, D: deutoninfa, E: tritoninfa, F: adulto.

Hábitos alimentarios. Esta especie se alimentó principalmente de levadura en hojuelas, croqueta de perro y el micelio de los hongos que crecieron sobre el alimento, también, se colocó aserrín de bambú, pero no se logró registrar individuos alimentándose de este (figura 17 F).

Sancassania sp. (ORIBATIDA: ACARIDAE)

De este género se ha estudiado ampliamente la biología de *Sancassania boharti* (Cross, 1968), *Sancassania polyphyllae*, *Sancassania rodionovi* (Zachvatkin, 1935), *Sancassania berlesei* (Michael, 1903) (Abou El-Atta *et al.*, 2014; Cakmak *et al.*, 2011; Cross y Bohart, 1990; Kheradmand *et al.*, 2007). En el cuadro 9 se compara el tiempo de desarrollo de las 4 especies mencionadas, tomando cómo características en común con esta investigación, la temperatura en la que se desarrollaron los individuos (20-21 °C), de estas especies, *S. berlesei* muestra semejanzas en su tiempo de desarrollo con la especie estudiada en esta investigación. También, (Abou El-Atta *et al.*, 2014; Cakmak *et al.*, 2011; Kheradmand *et al.*, 2007) evaluaron la influencia de la temperatura en el desarrollo de las especies, encontraron que un cambio de 20 a 30 °C, el tiempo total de desarrollo disminuye 30 días en *Sancassania berlesei*, 6 días en *S. polyphyllae* y 60 días en *S. rodionovi*. Algunas especies de *Sancassania* han sido estudiadas para implementarlas cómo controladores biológicos de nematodos, larvas de coleópteros y lepidópteros (Aguilar-marcelino *et al.*, 2017; Ekmen *et al.*, 2010; Karagoz *et al.*, 2007).

Cuadro 8. **Desarrollo ontogenético de *Sancassania* sp.**

Estado	n	Promedio (días)	DE
Huevo	16	3.1	0.3
Larva	16	1.7	0.3
Quiescente	16	0.6	0.2
Protoninfa	16	1.3	0.5
Quiescente	16	0.5	0.1
Tritoninfa	16	1.8	0.6
Quiescente	15	0.6	0.2
Adulto	3	31.3	5
Pre-ovo	3	3.4	0.7
Total		40.9	7.2

Reproducción. Esta especie se reproduce sexualmente, el macho realiza la transferencia del esperma, sube al dorso de la hembra con cierta dificultad, pues los individuos secretan una fina capa de grasa en la cutícula, el macho da un giro de 180° ubicándose de forma retroconjugada; con los pares de patas III y IV se afianza a la hembra, la cual se encuentra en constante movimiento con excepción de las hembras súper productoras de huevos que se

mueven menos debido a su gran tamaño y también para defenderse de otros machos, con los pares I y II el macho trata de agarrarse del sustrato. Una vez en la posición adecuada, el macho utiliza su órgano intromitente para realizar la transferencia del espermatozoides en la bursa copulatrix (Estrada-Venegas, 2012; Evans, 1992) y también pareciera usarlo para sujetar a la hembra, este proceso puede durar de 25 a 30 minutos (figura 18 A, B). Al finalizar la cópula, pareciera que el macho deja una marca química o física en la hembra que indique que esta ya copuló, este comportamiento se propone ya que varios machos subían al dorso de las hembras, la revisaban y segundos después se descendían del dorso sin realizar la cópula.

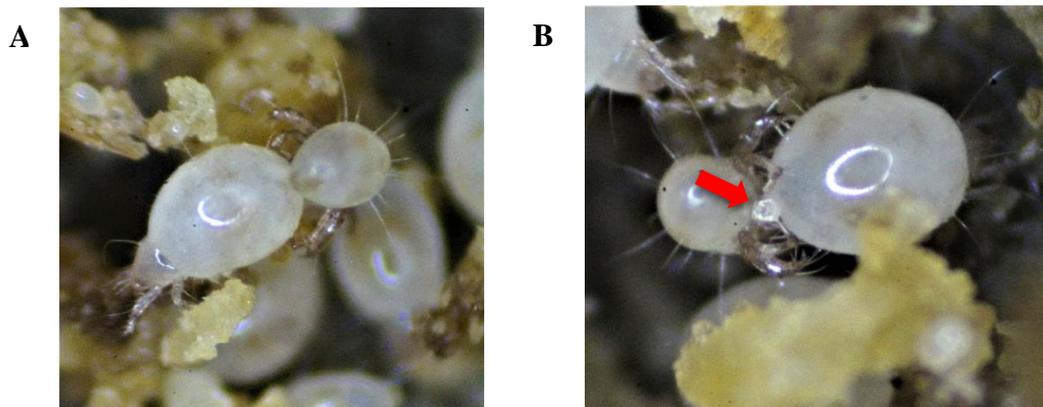


Figura 18. A: macho iniciando la cópula, B: transferencia de espermatozoides. *La flecha roja indica el momento de transferencia del espermatozoides con la ayuda de un órgano intromitente.

Oviposición y fertilidad. Las hembras depositan los huevos sin un patrón o condición específica, ovipositan mientras caminan y se alimentan, por lo que los huevos quedan adheridos al alimento, sustrato, el cuerpo de otros individuos o la región esternal de la misma hembra, la cual puede arrastrarlos por el sustrato hasta que estos queden atrapados en el medio o alimento; los huevos pueden ser dispuestos individualmente o en grupo. Algunas hembras de esta especie, como respuesta a condiciones adversas del ecosistema, pueden incrementar su capacidad reproductiva aumentando el tamaño del cuerpo y produciendo mayor cantidad de huevos (Estrada-Venegas, 2013) (figura 19); en condiciones de laboratorio se llegó a contar con hembras que ovipositaban entre 15-20 huevos diarios.



Figura 19. Comparación entre una hembra normal (izquierda) y una súper productora de huevos (derecha).

Huevo. Los huevos son ovalados, de color blanquecido iridiscente (Figura 20 A). El tiempo del desarrollo embrionario es el que mayor durante el desarrollo ontogenético de esta especie (3.1 días), al finalizar, la coloración del huevo se torna más opaca y tiende a un color ligeramente ámbar. El corion se abre por el polo en el que se ubica el gnatosoma y se extiende lateralmente, permitiendo que la larva salga hacia adelante.

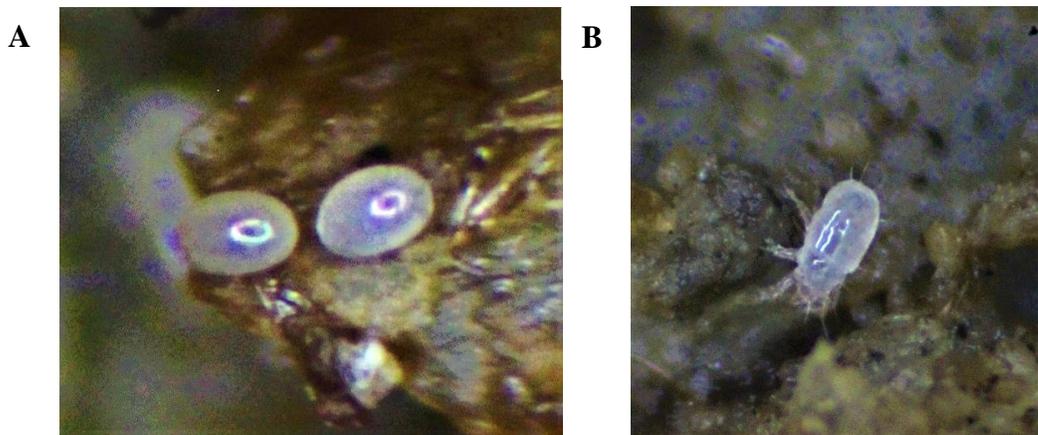
Larva. La larva al emerger presenta una locomoción bastante limitada y lenta, tampoco se alimenta vorazmente, esta situación mejora en las horas siguientes a la eclosión. La coloración es blanco iridiscente y se mantiene durante toda esta etapa (Figura 20 B).

Ninfas. Esta especie presenta dos estados ninfales principales (protoninfa y tritoninfa), la deutoninfa o hipopus es un estado facultativo y se presenta como mecanismo de defensa a condiciones adversas, mientras estas adversidades no se presenten los individuos no optarán por atravesar por esta etapa. Las diferencias marcadas de la protoninfa y tritoninfa entre sí y a comparación de la larva, es el aumento considerable de tamaño y la quetotaxia; la coloración se mantiene igual en ambas etapas (Figura 20 C-D).

Adulto. El incremento de tamaño se acentúa más en los adultos, machos y hembras pueden llegar a medir dos veces el tamaño de la tritoninfa. La hembra puede acrecentar su cuerpo y producir mayor cantidad de huevos cuando es sometida a estrés (Estrada-Venegas, 2013). La hembra se diferencia del macho ya que el cuerpo de esta es mucho más globoso, también, el

macho cuenta con varios pares de setas largas en la parte posterior del idiosoma, las cuales en la hembra son mucho más discretas.

Los machos de esta especie son heteromórficos, el tercer par de patas es más robusto que los otros pares, estas son de gran utilidad para sujetarse de la hembra y luchar con otros machos que intentan impedir la cópula. Los adultos son mucho más voraces que las ninfas y larvas, principalmente la hembra, ya que, debido a su alta tasa de producción de huevos, requiere mayor cantidad de alimento (Figura 20 E-F). Este dimorfismo de los machos (andromorfismo) da lugar a dos estrategias reproductivas distintas, pueden presentarse machos grandes que protegen a la hembra de otros competidores de forma agresiva y machos de menor tamaño pero más sigilosos, con lo cual evitan la agresión y logran reproducirse (Gross, 1996; Oliveira *et al.*, 2008). Los machos de mayor tamaño generalmente presentan modificaciones en sus patas, las cuales se especializan cómo armas de combate y pueden llegar a perforar el cuerpo de otros machos (Emlen, 2008). Sin embargo, el costo energético para desarrollar y mantener estas modificaciones es alto (Madewell y Moczek, 2006; Radwan *et al.*, 2002; Simmons y Emlen, 2006). La calidad del hábitat y el tamaño de la población son factores que determinan que tipo de estrategia desarrollarán los machos (Tomkins *et al.*, 2004; Tomkins y Brown, 2004). Otro factor que diversos autores consideran importante para el desarrollo de este comportamiento es la dieta, no obstante, (Łukasiewicz, 2020) no encontró diferencias significativas en los individuos cuando usó dietas pobres o ricas en nutrimentos. *S. berlesei* es una de las especies donde más se ha observado este comportamiento y ha sido ampliamente estudiado (Radwan *et al.*, 2002).



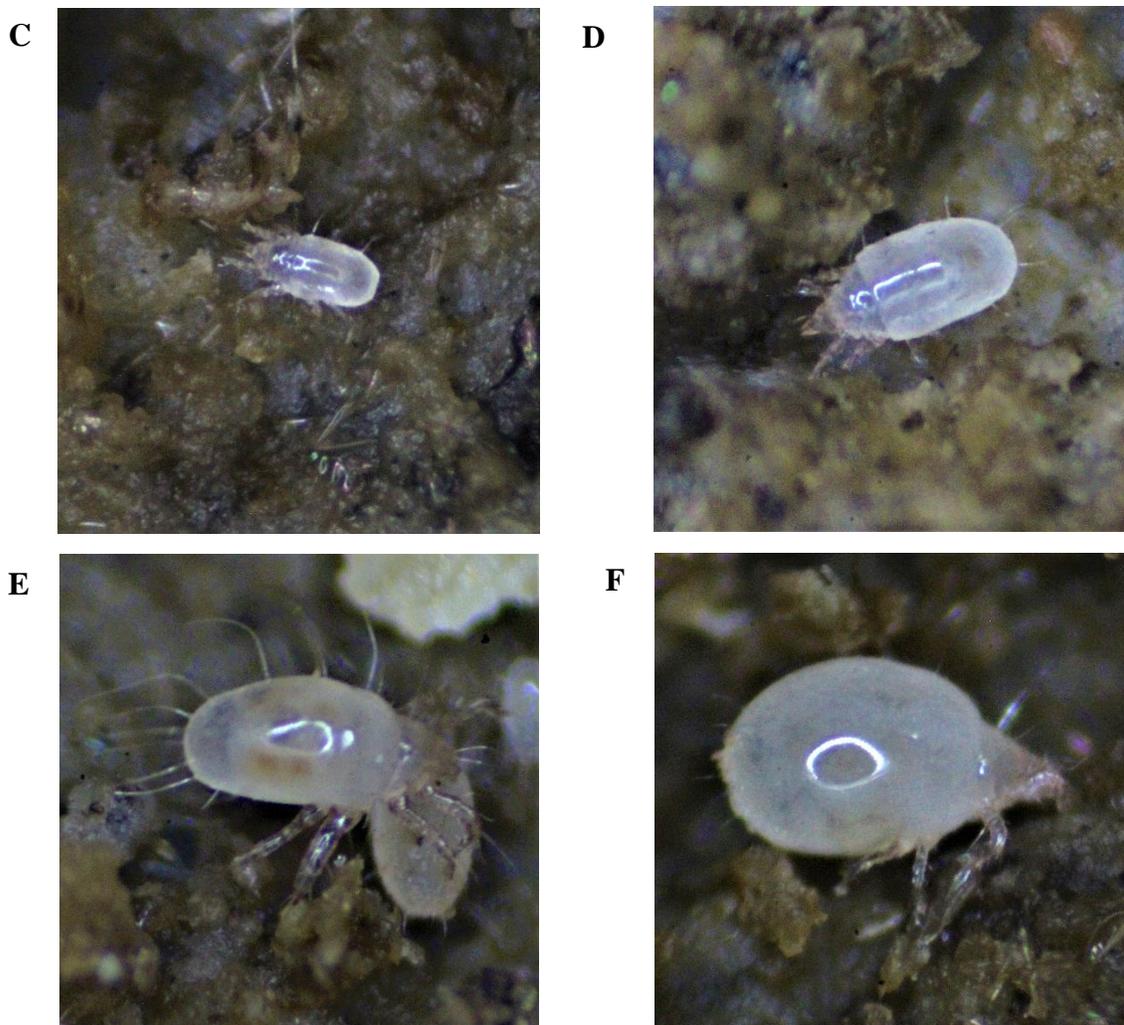


Figura 20. Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: protoninfa, D: tritoninfa, E: adulto macho, F: adulto hembra.

Deuteroninfa o Hipopus. Esta especie al enfrentarse a condiciones adversas, tiene la facultad de atravesar por una etapa de supervivencia denominada deutoninfa o hipopus, este estado se caracteriza por una disminución en el tamaño del cuerpo, reducción e inhabilitación del aparato bucal y desarrollo de una cutícula muy esclerosada (figura 21 A-B). El hipopus se mantiene en constante movimiento, apoyado en el cuarto par de patas, realiza movimientos de flexión y extensión del cuerpo, llegando a sostenerse únicamente en el cuarto par de patas, los pares I y II los usa para buscar individuos de su misma especie, u otros organismos a los cuales trepar y ser transportados a otras áreas. En condiciones de laboratorio, esta especie pudo haber sido afectada por el limitado espacio y el exponencial crecimiento poblacional,

por lo que, al ser dispuestos en un sitio más favorable, inmediatamente inician el proceso de quiescencia y muda a tritoninfa, tardan entre 1-1,5 días en entrar en quiescencia y de 1-1.3 días en mudar.

Durante la quiescencia el hipopus aumenta de tamaño dorso-ventralmente, manteniendo totalmente extendidas las patas (figura 21 B), finalmente, el cuerpo se abre en la parte posterior del idiosoma, permitiendo a la tritoninfa salir hacia atrás, no obstante, debido a la presión que ejerce la tritoninfa con las patas extendidas, la ruptura circunda el cuerpo y el individuo sale hacia arriba, muchas veces deja la sección ventral de la exuvia y lleva cargando la estructura dorsal por unas horas (figura 21 C). Para entrar en quiescencia y mudar, la mayoría de individuos descienden de su huésped temporal, sin embargo, se observó individuos que no ocuparon desprenderse de este para mudar (figura 21 D).

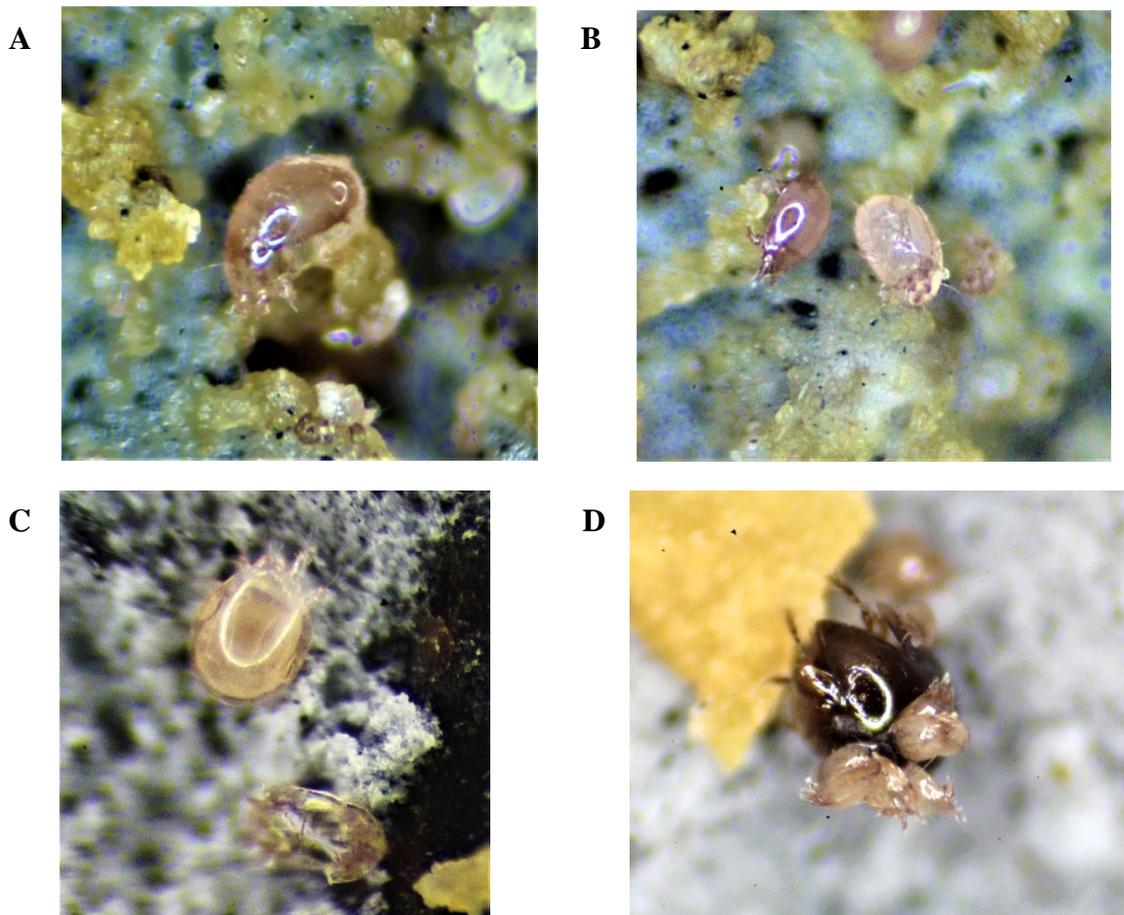


Figura 21. A: protoninfa en quiescencia y formación del hipopus, B: hipopus *post* muda (izquierda) e hipopus en quiescencia (derecha), D: tritoninfa cargando porción dorsal de la

exuvia, D: hipopus en quiescencia sobre un individuo adulto de *Allogalumna* (*Acrogalumna*) *longipluma*.

Quiescencia y muda. Las larvas y ninfas toman distancia del alimento y generalmente buscan oquedades para pasar el periodo de quiescencia, no se ha encontrado individuos quiescentes sobre el alimento; mayoritariamente el proceso lo realizan individualmente. La quiescencia es bastante rápida, varía entre 12 horas a un día, la cutícula es bastante fina y no se nota oscurecimiento en el cuerpo previo a la muda. Si bien la muda es histerodehiscente ya que el ácaro sale hacia atrás, la cutícula puede romperse en varias partes del idiosoma (figura 22), la cual se corruga y el individuo puede cargarla por unas horas sobre el cuerpo. En el caso de la deutoninfa o hipopus, la exuvia resultante del proceso de muda es más evidente.

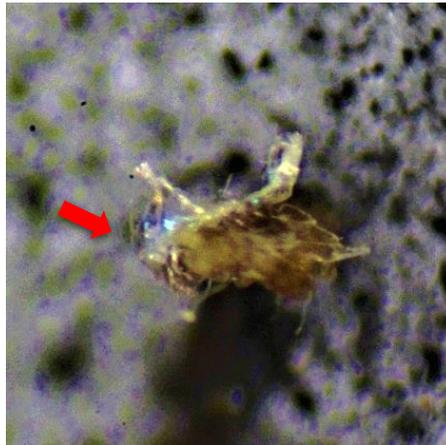


Figura 22. Restos de la exuvia de una protoninfa de *Sancassania* sp. * la flecha roja indica la región del gnatosoma.

Aparidad. *Post mortem*, la cutícula del idiosoma de múltiples hembras súper productoras de huevos, se degrada rápidamente y expone los huevos que contenían en su interior (figura 23 A-B). Se observó que algunos machos se alimentaron de los restos de tejido de la hembra muerta sin afectar a los huevos. Después de 3 días, cerca del cien por ciento de los huevos eclosionan y continúan su desarrollo normalmente, (figura 23 C), (Estrada-Venegas, 1995) reporta un caso de aparidad en *Liacarus* sp., (Norton, 1994) comenta que este fenómeno solo se presenta en huevos que han alcanzado su madurez, previo a la muerte de la madre.

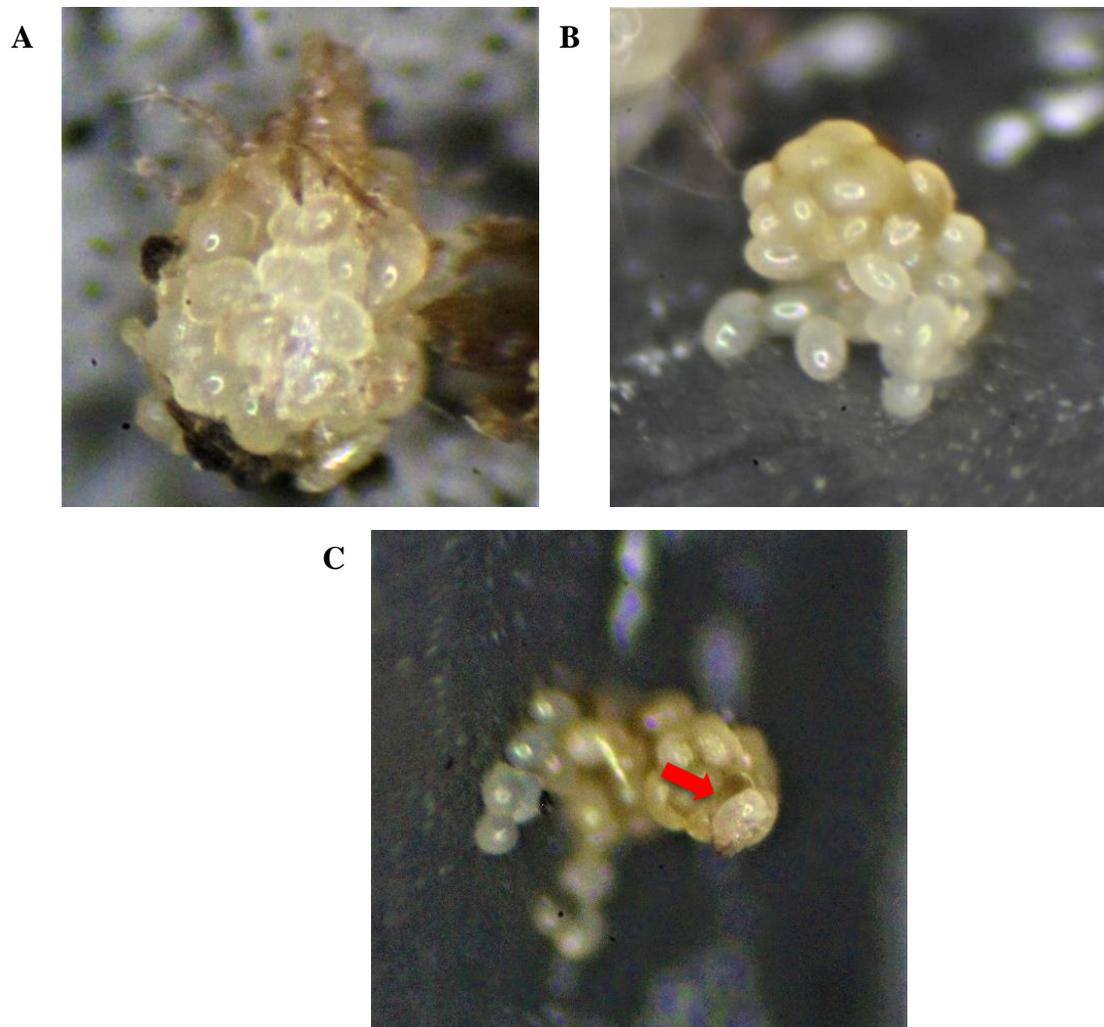


Figura 23. A: cutícula del idiosoma parcialmente degradado, B: tejido de la hembra muerta totalmente degradada y exponiendo la masa de huevos que contenía, C: larva emergiendo de la masa de huevos.

Hábitos alimentarios. Esta especie se nutre de una amplia variedad de alimentos, en condiciones de laboratorio, siempre presentó una mayor preferencia a pedazos de croquetas de perro (Biscuit, Pedigree ®), levadura. También se alimenta de micelio de hongos (fungívoros), insectos muertos (necrófagos), materia orgánica en descomposición (saprófagos) y de individuos muertos de su misma especie. No se observó consumo de polen y líquenes, esto podría deberse a la disposición *ad libitum* de croquetas de perro o levadura en hojuelas.

Cuadro 9. Duración de los estado de desarrollo de 4 especies del género *Sancassania* (Abou El-Atta *et al.*, 2014; Cakmak *et al.*, 2011; Cross y Bohart, 1990; Kheradmand *et al.*, 2007).

Especie	Huevo	Larva	Protoninfa	Deutoninfa	Tritoninfa	Adulto
<i>Sancassania boharti</i> (Cross, 1968)	4.3	2.2	1.29	-	2.25	22.3
<i>Sancassania polyphyllae</i>	2.9 ± 0.1	3.5 ± 0.1	1.5 ± 0.1	-	2.1 ± 0.1	-
<i>Sancassania rodionovi</i> (Zachvatkin, 1935)	4.8 ± 0.3	4.9 ± 0.3	4.2 ± 0.3	-	4.6 ± 0.4	-
<i>Sancassania berlesei</i> (Michael, 1903)	2.6 ± 0.1	1.7 ± 0.1	1.7 ± 0.1	-	1.7 ± 0.1	34.4 ± 3.9

Adicionalmente a las especies del suborden Oribatida, se logró establecer una especie del suborden Prostigmata y dos especies de Orden Mesostigmata.

Scutacarus sp. (**PROSTIGMATA: SCUTACARIDAE**)

Los estados de desarrollo de las especies de la familia Scutacaridae se limitan únicamente al huevo, larva y el adulto (Jagersbacher-Baumann y Ebermann, 2013). Los adultos presentan un marcado dimorfismo sexual, los machos presentan una cutícula suave mientras que las hembras son completamente esclerosadas (figura 24 B-C); la familia está compuesta por aproximadamente 800 spp, las cuales se han descrito en base a las hembras adultas, solo en 20 especies se conocen los machos (Zhang *et al.*, 2011).

Con respecto a la biología de las especies, (Schousboe, 1986) describe el comportamiento forético de *Scutacarus acarorum* (Goeze 1780) en diferentes especies de abejorros (*Bombus* spp. y *Psithyrus* spp.). (Cross y Bohart, 1992) detallan la biología de *Imparipes apícola* (Banks 1914) y su relación forética con *Nomia melanderi* (Cockerell, 1906), de igual forma (Baumann y Ferragut, 2019) comenta sobre la biología, desarrollo ontogenético de *Imparipes clementis* y su asociación con termitas.

Cuadro 10. **Desarrollo ontogenético de *Scutacarus* sp.**

Estado	n	Promedio (días)	DE
Huevo	2	2	0
Larva	6	7	0.5
Quiescente	7	3.5	0.5
Pre-oviposición	3	9	0
Adulto	3	15.3	1.1
Total		27.8	2.1

Reproducción. Durante el tiempo de observación no se logró ver el comportamiento reproductivo de la especie, no obstante, en los aportes realizados por (Cross y Bohart, 1992) se detalla que el macho cuenta con una modificación en las patas traseras, las cuales están adaptadas para buscar, cargar y transportar a la hembra en su estadio larval. Observaron que los machos competían entre sí por las hembras inmaduras, los machos pequeños generalmente tenían problemas para cargar a hembras grandes y ocasionalmente cargaban machos por error lo cual hacía necesario un cambio de larva. Durante la emergencia de la

hembra adulta, el macho ayuda a quitar los restos de la exuvia, una vez liberada puede llegar a escapar y copular con otro macho. La cópula en *Imparipes apícola* dura aproximadamente 2 minutos, para esto los individuos toman una posición retroconjugada, permitiendo que el opistosoma de la hembra se sobreponga a la placa genital del macho y el edeago ingrese ventralmente. Cabe aclarar que durante las observaciones realizadas a *Scutacarus* sp., se aisló a varias hembras en estado de larva y a pesar de esto llegaron a ovopositar, lo que comprueba la posibilidad de que esta especie se reproduzca de forma partenogenética.

Oviposición y fertilidad. Los huevos son dispuestos en sitios adyacentes al alimento, micelio y ligeras oquedades; estos no reciben ningún tipo de cobertura o protección y se disponen individualmente. Durante el seguimiento al desarrollo ontogenético, las hembras solo ovopositaron en una sola ocasión, aunque es probable que una misma hembra llegue a depositar más huevos. La hembra deposita el huevo en el sustrato y lo fija con una sustancia adhesiva y permanece durante varios minutos junto a este, se presume que en reposo ya que la oviposición es un periodo que representa un gasto considerable de energía.

Huevo. Al ser ovopositados, los huevos son de color blanco iridiscente, que se va tornando en un color blanco opaco (figura 24 A) y termina con un color amarillo ámbar días previos a la eclosión. En horas previas a la eclosión, es posible distinguir una mancha blanca que atraviesa longitudinalmente el huevo y se mantendrá en los estados de desarrollo siguientes. Los huevos son completamente esféricos durante todo el proceso de desarrollo.

Larva. El cuerpo es de forma romboidea, de color blanco, muy iridiscente, transparente y con una notable mancha blanca que atraviesa longitudinalmente todo el idiosoma; el idiosoma se encuentra cubierto por una dispersa cantidad de sedas. Los tres pares de patas son completamente funcionales, sin embargo, el último par contiene una mayor cantidad de sedas (figura 24 B).

Adulto. Cómo lo mencionan (Cross y Bohart, 1992; Jagersbacher-Baumann y Ebermann, 2013) esta especie solo cuenta con un estado juvenil de desarrollo, mismo que posterior a la muda da paso al adulto, este presenta un vivo color amarillento dorado, todo el idiosoma es circular, mientras que el gnatosoma es pequeño, alargado y puede ser resguardado debajo el idiosoma dejándolo casi imperceptible en vista dorsal. El par de patas traseras en este estado

de desarrollo no son funcionales y se presentan permanentemente estiradas hacia atrás (figura 24 C).

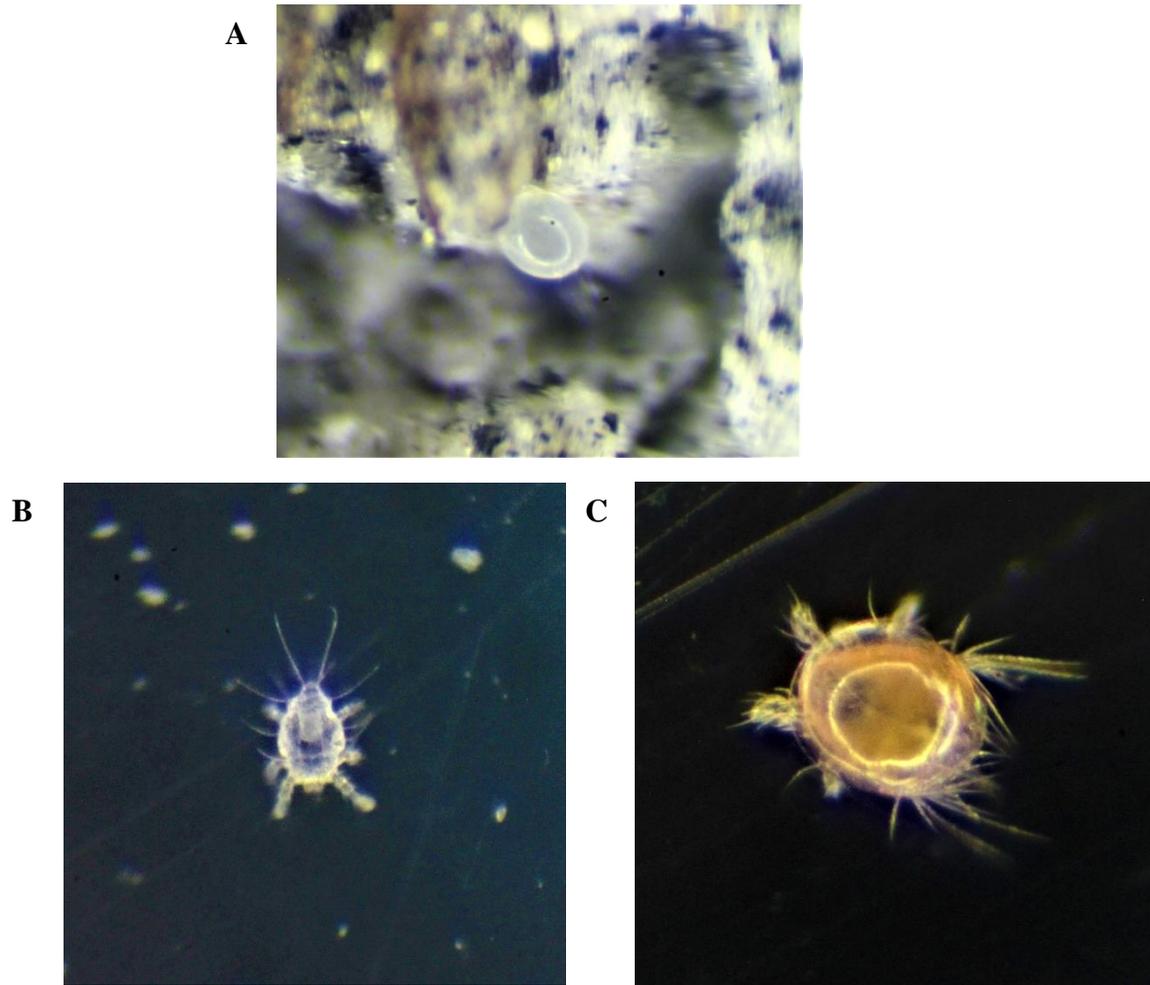


Figura 24. Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: adulto.

Quiescencia y muda. La larva puede o no distanciarse del alimento durante la quiescencia, las patas permanecen ligeramente flexionadas, el idiosoma empieza a crecer paulatinamente, el cuerpo del individuo se torna globoso y ligeramente circular. La coloración va tornándose amarillenta y en las últimas horas de quiescencia puede observarse la nueva cutícula de coloración amarillenta dorada típica del adulto (figura 25).

Hábitos alimentarios. Tanto la larva como el adulto se alimentan vorazmente, la preferencia fue hacia la levadura en hojuelas, pedazos de croquetas de perro (Biscuit, Pedigree ®) y esporádicamente al micelio que crecía sobre estas. Los individuos permanecían por horas sobre el alimento; únicamente durante el consumo de alimentos, los individuos proyectaban el gnatosoma hacia adelante y era posible observarlos.

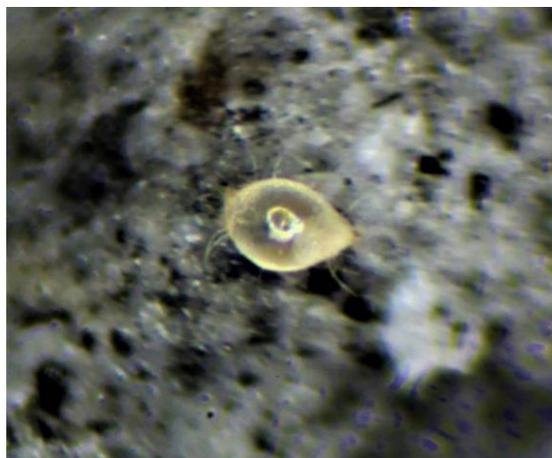


Figura 25. Larva de *Scutacarus* sp. quiescente.

Protogamasellopsis posnaniensis Wiśniewski y Hirschmann, 1991 (**MESOSTIGMATA: RHODACARIDAE**)

Esta especie ha sido estudiada con la finalidad de ser empleada cómo controlador biológico de nematodos, trips, dípteros y otros ácaros plaga. (Castilho *et al.*, 2009; do Prado, 2007) estudiaron la biología de *P. posnaniensis*, los resultados de estos autores muestran un ciclo de huevo-adulto considerablemente más rápido (8-9 días), cabe aclarar que la temperatura y humedad fueron mayores que la presentada en esta investigación y pudo haber condicionado los tiempos de desarrollo de la especie.

Cuadro 11. **Desarrollo ontogenético de *Protogamasellopsis posnaniensis* Wiśniewski y Hirschmann, 1991**

Estado	n	Promedio (días)	DE
Huevo	15	6.7	1.2
Larva	23	1	0.5
Quiescente	18	0.8	0.3
Protoninfa	14	4.4	0.8
Quiescente	15	1.2	0.3
Deutoninfa	12	4.3	0.3
Quiescente	11	1.8	0.6
Pre-ovo	5	5.1	1.5
Adulto	5	94	0
Total		114.2	4

Reproducción. Se aislaron hembras que apenas iniciaron el proceso de muda (deutoninfa-adulto), a pesar de estas condiciones, se pudo comprobar que esta especie se reproduce partenogénicamente aislando deutoninfas y al llegar al estadio adulto se reprodujeron (Castilho *et al.*, 2009), esto comprueba que la especie puede reproducirse por partenogénesis arrenotoca, cómo lo reportado por (Nagelkerke y Sabelis, 1998; Oliver, 1971; D. E. Walter y Kaplan, 1990)

Oviposición y fertilidad. Durante la oviposición, la hembra realiza fuertes contracciones del idiosoma, dirige el gnatosoma hacia atrás y con la ayuda de los quelíceros sujeta el huevo que va saliendo a través de la placa genital. Una vez fuera, la hembra aferra el huevo al cuerpo y en esta posición permanece entre 15-20 minutos, durante este tiempo, el idiosoma se infla por unos segundos y se desinfla posteriormente, se presume que esta acción ayuda a acomodar los órganos en el espacio que se situaba el huevo y, además, permite a la hembra recuperarse del gasto de energía empleado en la oviposición. El huevo aún retenido con los quelíceros y palpos es ubicado en una oquedad, la hembra utiliza el segundo par de patas para cubrirlo completamente con restos del alimento o excremento. Este proceso puede tardar entre 30 a 40 minutos, al finalizar, el huevo queda totalmente mimetizado con el medio. Cuando esta cobertura es afectada por factores externos, las hembras pueden tomar nuevamente los huevos con los quelíceros y colocarlos posteriormente en otras oquedades más profundas, para volver a ocultarlos con restos del sustrato, alimento o exuvias (figura 26). En condiciones de laboratorio, una misma hembra depositó hasta cinco huevos, no obstante, esta cantidad puede ser mayor. Los huevos son colocados individualmente; durante los periodos de observación no se encontraron grupos de huevos en el sustrato.

Huevo. Es de color blanco opaco, completamente ovalado; el corión muestra una superficie irregular, bastante rugosa (figura 27 A). Al completar el periodo de desarrollo se abre por el polo en el que se ubica el gnatosoma y se extiende hasta la región media del huevo, permitiendo a la larva salir hacia adelante.

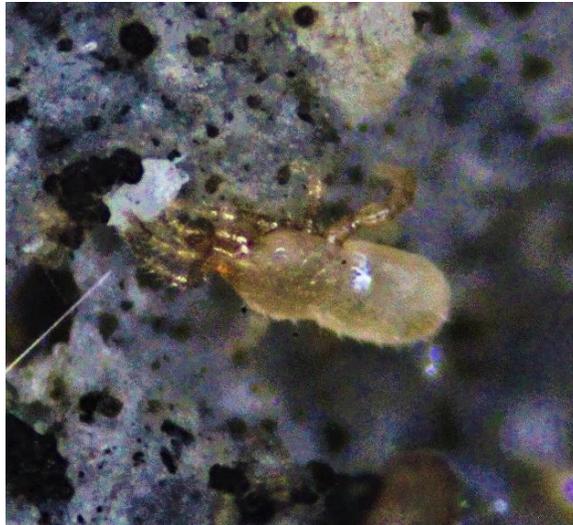


Figura 26. Hembra de *Protogamasellopsis posnaniensis* colocando su huevo en una oquedad del sustrato para posteriormente cubrirlo.

Larva. Se movilizan usando únicamente los pares de patas III y IV, el par I lo utiliza para explorar el sustrato y detectar posibles presas. Su cuerpo es de color blanco transparente y bastante iridiscente; el idiosoma es ligeramente ovalado, la región posterior es notablemente circular, mientras que la anterior es ligeramente puntiaguda. También, entre el propodosoma y el idiosoma se nota un ligero estrechamiento muy propio de este grupo, sin embargo, no es tan evidente como en los estados ninfales o el adulto (figura 27 B). La locomoción es menos ágil a comparación con los otros estados de desarrollo. Las larvas llegaron a permanecer escondidas en oquedades o entre micelio, esto podría deberse a que en este estado corren el riesgo de depredación.

Ninfas. Este grupo tiene dos estados ninfales (protoninfa y deutoninfa) (figura 27 C-D), conforme avanza el desarrollo el color del cuerpo se oscurece, la iridiscencia se mantiene en el dorso del cuerpo incluso en los adultos, la deutoninfa toma una coloración blanca opaca y ligeramente amarillenta. Los quelíceros muestran un mayor esclerosamiento conforme avanza el desarrollo ontogenético. El estrechamiento entre el propodosoma y el idiosoma se hace mucho más evidente, en la protoninfa el propodosoma es mucho más ensanchado que el idiosoma, mientras que en la deutoninfa esta diferencia se hace menos considerable. La locomoción en estos estados es completamente ágil, estos usan los pares II, III y IV para caminar y el par I para mantener la misma función que en la larva.

Adulto. En este estado la transparencia del cuerpo se ha perdido totalmente, toma una coloración beige en el idiosoma, café claro en el propodosoma, café oscuro en el gnatosoma y patas debido a un mayor esclerosamiento. El estrechamiento entre propodosoma e idiosoma es completamente apreciable, debido a que el idiosoma igual al ancho del propodosoma.

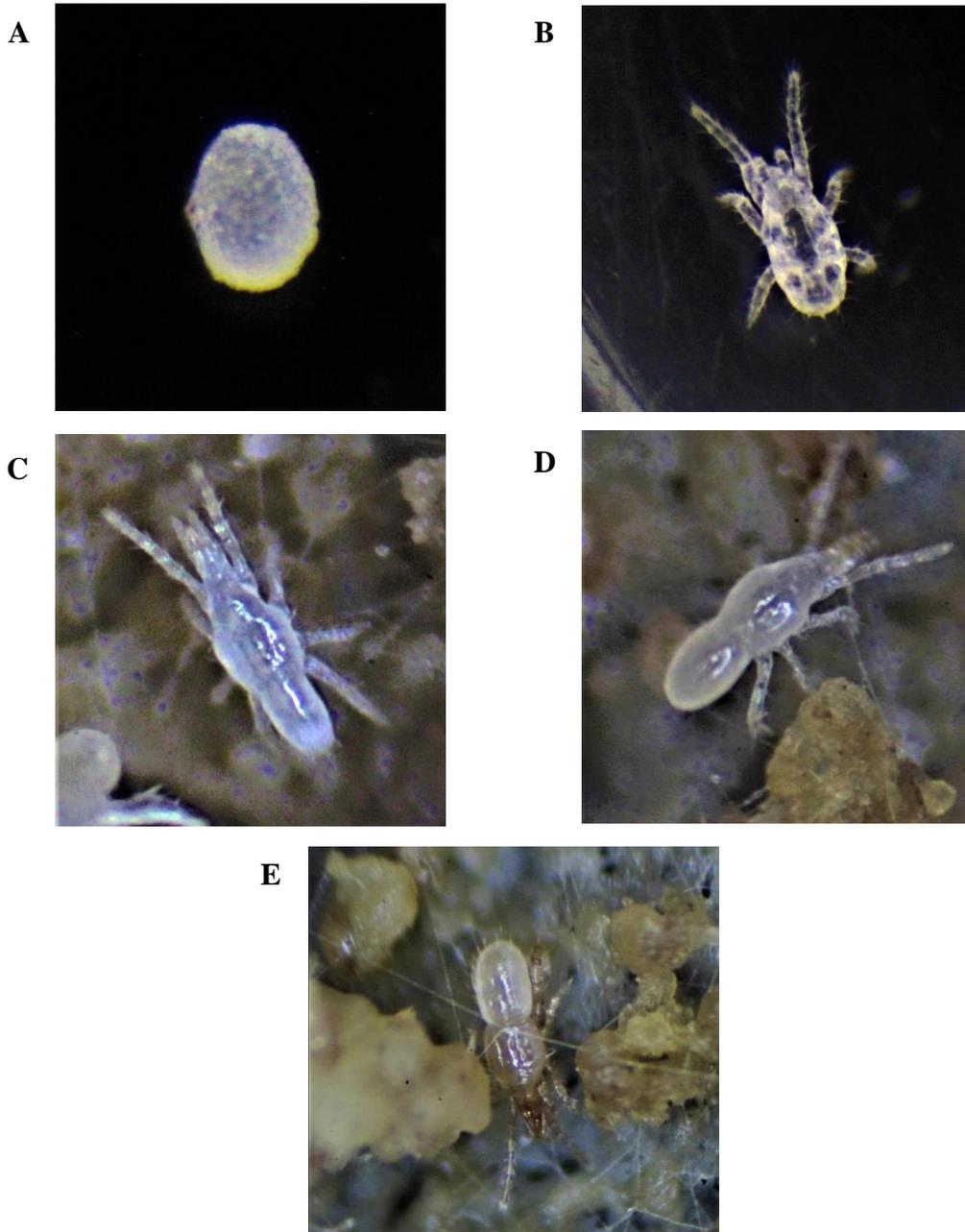


Figura 27. Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: protoninfa, D: deutoninfa, E: adulto.

Quiescencia y muda. Previo a la quiescencia el individuo camina lentamente y de forma errática, ocasionalmente se detiene y posiciona el cuerpo en la forma típica de quiescencia. Durante esta etapa se los encuentra con los pares de patas II, III y IV extendidas verticalmente, el par I se extiende forma horizontal sobre el gnatosoma (figura 28 A). El individuo permanece parcialmente quieto en las periferias del medio, sin embargo, puede responder violentamente y con movimientos ligeramente erráticos si es molestado por otros individuos. Previo a la muda, la iridiscencia en el dorso se hace más evidente, la cutícula se rompe en la parte posterior del idiosoma, el individuo genera fuertes contracciones con el cuerpo dirigidas hacia atrás, estas duran de 5-8 segundos y son seguidas por un tiempo de reposo de 3-5 segundos, durante estas contracciones la cutícula puede llegar a romperse longitudinalmente en la región dorsal del idiosoma.

Una vez liberado el idiosoma, el individuo va extrayendo paulatinamente los tres pares de patas posteriores, culminando por el primer par y el gnatosoma. Al ácaro le toma de 12 a 15 minutos extraer hacia atrás todo el cuerpo de la exuvia (histerodehiscente), posteriormente permanece junto a esta entre treinta minutos y una hora, probablemente en reposo debido al gasto energético empleado en la muda (figura 28 B). También, en el caso de la muda de deutoninfa-adulto, luego de los 30 minutos, el idiosoma se ha ensanchado casi al mismo nivel del propodosoma y el esclerosamiento del adulto también se hace evidente.



Figura 28. A: protoninfa de *Protogamasellopsis posnaniensis* en quiescencia, B: protoninfa en etapa de muda.

Hábitos alimentarios. En condiciones de laboratorio, esta especie se alimentó preferentemente de huevos, larvas, protoninfas y tritoninfas de *Sancassania* sp., los hipopus y adultos fueron atacados únicamente cuando los otros estados se habían agotado (figura 29 A). En ausencia del alimento principal, esta especie optó por alimentarse de pedazos de croquetas de perro (Biscuit, Pedigree ®) aumentando considerablemente su población, también, algunos individuos se alimentaron de larvas y protoninfas de su misma especie (figura 28 B).

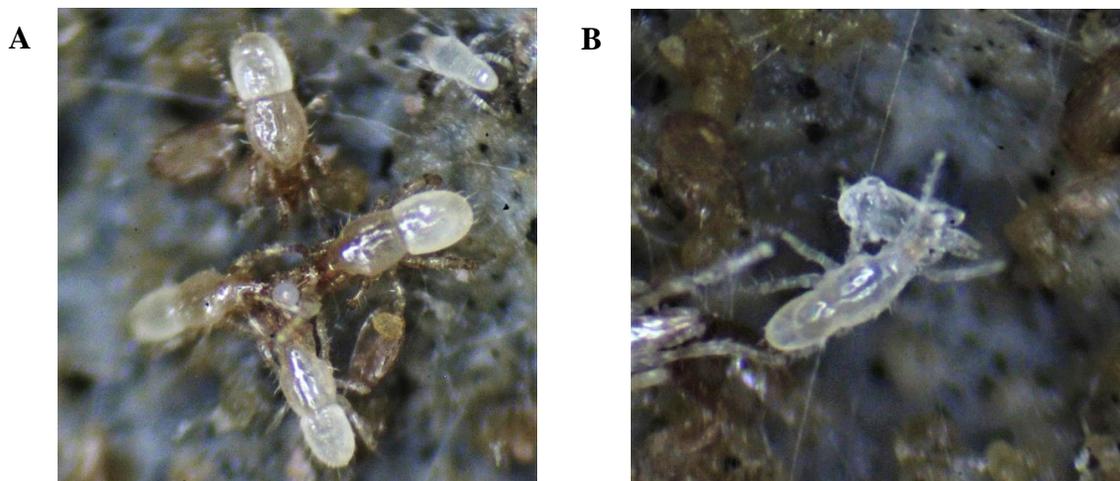


Figura 29. A: adultos alimentándose de una ninfa de *Sancassania* sp., B: ninfa alimentándose de una larva de su misma especie.

Macrocheles sp. (MESOSTIGMATA: MACROCHAELIDAE)

La familia Macrochaelidae ha sido estudiada por más de un siglo por los más afamados investigadores de la Acarología (Berlese, 1918; Evans y Browning, 1956; Evans y Hyatt, 1963; Krantz, 1981), principalmente por sus relaciones con otros artrópodos principalmente insectos y su potencial uso como controladores biológicos (Krantz, 1998). Principalmente se ha estudiado la biología de *Macrocheles robustulus* (Berlese, 1904), *M. mycotrupetes* Krantz and Mellott 1968, *M. embersoni* Azevedo, Berto y Castilho 2017, *M. matrius* (Hull, 1925) y *M. muscaedomesticae* Scopoli, 1772 (Azevedo *et al.*, 2018; Costa, 1966; Krantz y Royce, 1994; Soliman *et al.*, 1978; Wade y Rodriguez, 1961).

En el cuadro 13 se muestra una comparación del tiempo de desarrollo de huevo a deutoninfa de cuatro especies del género *Macrocheles*, los datos del cuadro 12 muestran una enorme diferencia con los del cuadro comparativo de las 4 especies, un factor importante que se

evidencia es la temperatura en el que se desarrollaron las especies, en el caso de *M. mycotrupes*, muestra valores un tanto mayores que las otras especies y cierta semejanza con los encontrados en esta investigación.

Cuadro 12. **Desarrollo ontogenético de *Macrocheles* sp.**

Estado	n	Promedio (días)	DE
Huevo	8	4,1	1.7
Larva	5	2.2	0.6
Quiescente	5	0.5	0
Protoninfa	5	7.1	0.8
Quiescente	5	1.9	0.7
Deutoninfa	1	17	0
Quiescente	1	1	0
Pre-ovo	1	9	0
Adulto	1	150	0
Total		183.7	3.81

Reproducción. Esta especie presenta reproducción partenogenética, la primera oviposición se da después del noveno día de la muda (deutoninfa-adulto). (Oliver Jr. y Krantz, 1963; Wade y Rodriguez, 1961) reportaron la ocurrencia de partenogénesis y reproducción sexual para *Macrocheles muscaedomesticae* y *M. rodriguezi*.

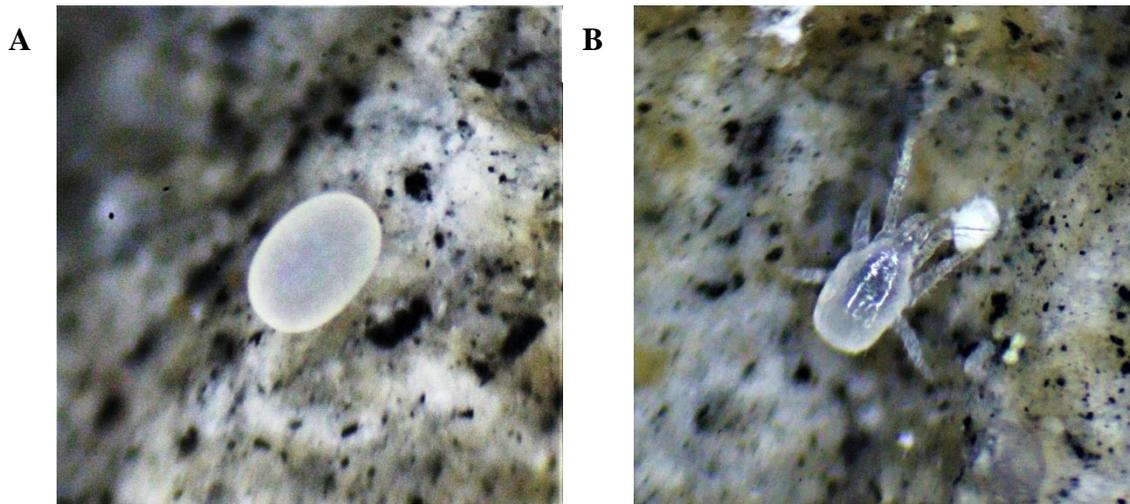
Oviposición y fertilidad. El periodo de pre-oviposición es de 9 días, la hembra coloca los huevos en el sustrato sin ningún tipo de protección o patrón específico, ocasionalmente pueden adherirse al cuerpo de sus presas (*Sancassania* sp.) o ser golpeados por otras (colémbolos). Las hembras ovipositan un solo huevo por ocasión, debido al gran tamaño de este, después de 1 a 2 días pueden ovipositar otro huevo y luego puede pasar hasta 10 días para volver a ovipositar más huevos siguiendo el mismo patrón.

Huevo. Son de gran tamaño, muy evidentes por esta condición y por su coloración iridiscente al momento de la oviposición, que, con el pasar de los días va tornándose de color grisáceo. De 1 a 2 días previos a la eclosión, se puede observar que parte los componentes del vitelo se separan, la mitad de color blanquecino se dirige a un polo y la otra cristalina en el otro polo, formando una línea blanca que circuncida la región media del huevo (figura 30 A).

Larva. Es el estado de desarrollo ontogenético de menor duración. Su forma es irregularmente ovóide la parte proximal del idiosoma es relativamente triangular, mientras que la porción posterior es cuadrada. Son de color blanco cristalino, con la parte posterior del idiosoma de color grisáceo. Su locomoción es un tanto errática, debido a que solo usan el segundo y tercer par de patas. No se observó larvas alimentándose, estas permanecían en los bordes del sustrato o relativamente escondidas, debido a que los individuos en estado ninfal (Proto-Deuto) pueden llegar a depredarlas (figura 30 B).

Ninfas. Estas presentan una forma mayormente ovoide, el color general del cuerpo sigue siendo blanco, aunque en la deutoninfa se acentúan líneas de color blanco y amarillento en la placa dorsal del idiosoma, de igual manera, los quelíceros se tornan de color café. Su locomoción es completamente ágil y se movilizan por todo el sustrato en busca de presas (figura 30 C-D).

Adulto. Su tamaño es casi 2.5 veces mayor al de las ninfas. Presentan una placa dorsal completamente esclerosada y de color café, al igual que los cuatro pares de patas, palpos y quelíceros. Son totalmente ágiles, pero no se movilizan activamente en el sustrato, prefieren ocultarse bajo resto de partículas del sustrato y desde ahí cazar (figura 30 E).



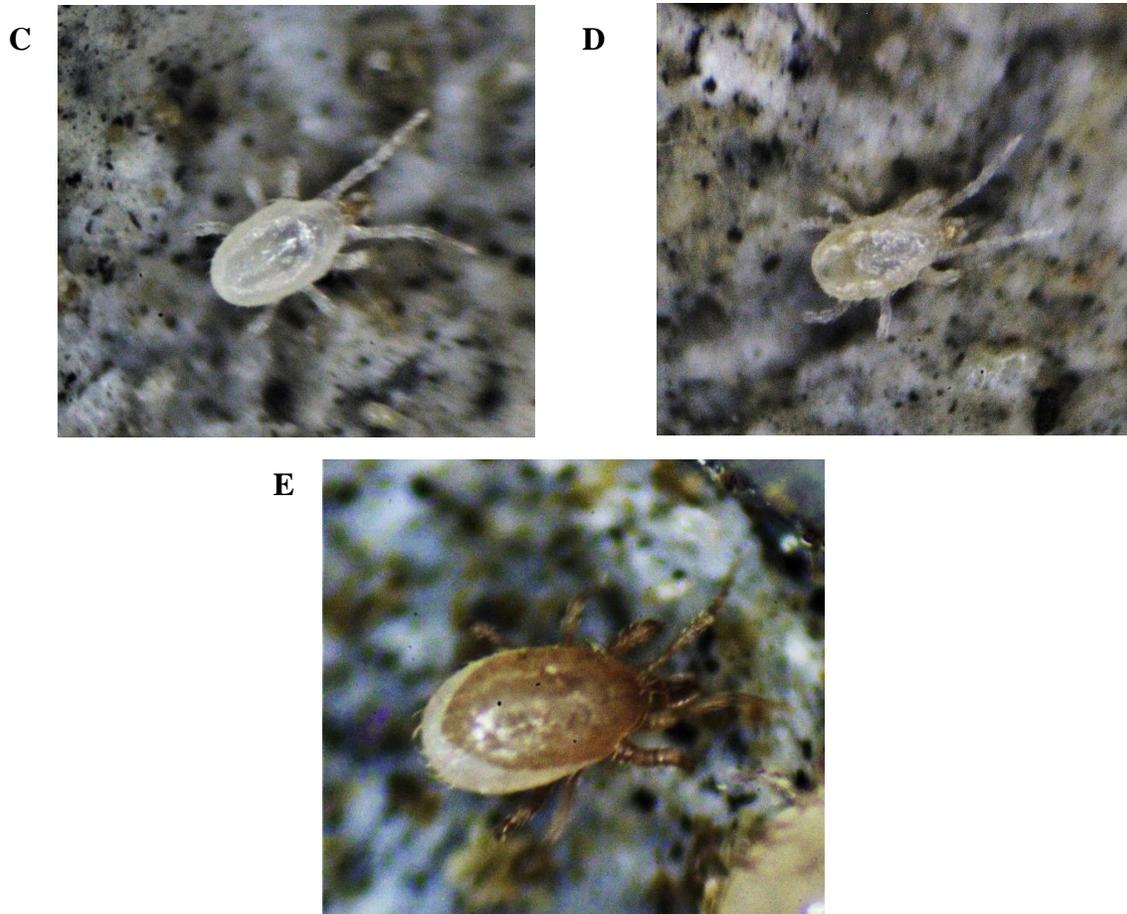


Figura 30. Estados de desarrollo. A: huevo, B: larva, C: protoninfa, D: deutoninfa, E: adulto.

Quiescencia y muda. La duración de esta etapa es corta, varía entre 1 a 1.5 días, durante la quiescencia los individuos reducen su movilidad, pero no se inmovilizan completamente, presentan una locomoción errática, muy parecida al de las larvas. Una característica principal es que, durante este periodo, extraen completamente los quelíceros y los proyectan hacia el frente. El proceso de muda se parece al de *Protogamasellopsis posnaniensis*, donde el individuo realiza contracciones en el idiosoma, mismo que se rompe en la parte superior media del idiosoma y se dirige longitudinalmente hacia atrás. El ácaro sale hacia atrás, extrayendo paulatinamente hacia atrás las patas, palpos y quelíceros. Finalmente, dejan los restos de la exuvia en el sustrato, en la cual puede observarse la placa genitoanal, placa esternal, patas y quelíceros, los restos de la placa dorsal se han recogido lateralmente, pareciendo que esa capa fue removida de la exuvia.

Hábitos alimentarios. Las ninfas y adultos de esta especie muestran una gran preferencia por los colémbolos, principalmente atacan a los estados inmaduros, se dio casos en donde los colémbolos adultos en su intento de escapar de su depredador saltan y golpean fuertemente a las ninfas, lo cual pueden traer muchos problemas al individuo en su locomoción y alimentación, el cual termina muriendo en los siguientes días. Los Acáridos son otra presa de esta especie, no obstante, son depredados con menor voracidad y sólo en ausencia de la presa principal, otros ácaros como los depredadores de la familia *Protogamasellopsis posnaniensis*, en cualquiera de sus estados de desarrollo, pueden ser depredados por las ninfas y adultos de esta especie (figura 31 A-B). En ausencia de alimento, las ninfas pueden recurrir al canibalismo y alimentarse de las larvas, indistintamente si son sus “hermanas”, curiosamente este acto solo se registró en ninfas, ningún adulto atacó a las larvas.

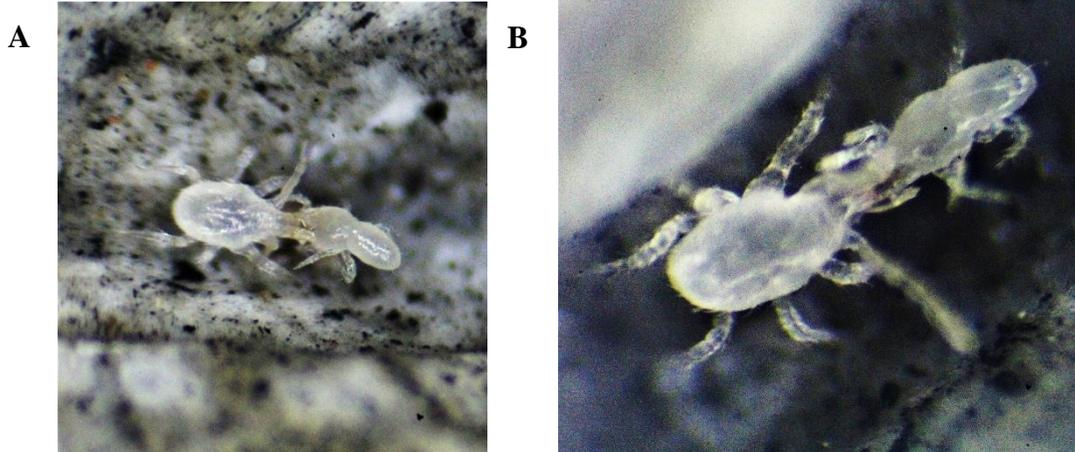


Figura 31. Ninfas alimentándose de sus presas. A: adulto de *Protogamasellopsis posnaniensis*, B: larva de su misma especie.

Cuadro 13. Duración de los estados de desarrollo de 4 especies del género *Macrocheles* (Azevedo *et al.*, 2018; Krantz y Royce, 1994; Soliman *et al.*, 1978; Wade y Rodriguez, 1961).

Espece	Huevo	Larva	Protoninfa	Deutoninfa	Total	Temperatura (°C)
<i>Macrocheles muscaedomesticae</i> Scopoli 1772*	0.29 ± 0.02	0.34 ± 0.05	0.76 ± 0.09	0.96 ± 0.13	2.35 ± 0.14	26.6
<i>Macrocheles muscaedomesticae</i> Scopoli 1772**	0.37 ± 0.07	0.32 ± 0.04	0.93 ± 0.08	0.82 ± 0.09	2.43 ± 0.1	26.6
<i>Macrocheles matrius</i> (Hull, 1925)		0.5 ± 0.0	1.1 ± 0.03	1.3 ± 0.04	2.9 ± 0.7	30
<i>Macrocheles embersoni</i> (Azevedo, Berto y Castilho, 2017)	0.3 ± 0.02	0.2 ± 0.02	0.4 ± 0.03	0.4 ± 0.03	1.3 ± 0.01	30
<i>Macrocheles mycotrupetes</i> (Krantz y Mellot, 1968)		1	3.1	3.4	7.5	22

*Progenie de hembras vírgenes

** Progenie de hembras fertilizadas

2.4 LITERATURA CITADA

- Abou El-Atta, D. A. E. M., Ghazy, N. A., & Osman, M. A. (2014). Effects of temperature on the life-history traits of *Sancassania (Caloglyphus) berlesei* (Acari: Astigmatina: Acaridae) feeding on root-knot nematodes, *Meloidogyne* spp. (Nematoda: Meloidogynidae). *Experimental and Applied Acarology*, 64(3), 299–307. <https://doi.org/10.1007/s10493-014-9826-7>
- Aguilar-marcelino, L., Villar-luna, E., Gómez-rodríguez, O., Pineda, J., & Mendoza-de-gives, I. (2017). DEPREDACIÓN in vitro DEL ÁCARO *Sancassania mycophaga* (= *Caloglyphus mycophagus*) Berlesei (ACARI: ACARIDAE) CONTRA EL NEMATODO FITOPATÓGENO *Nacobbus aberrans* (J2). *Entomología Mexicana*, 4, 144–149.
- Azevedo, L., Ferreira, M., Castilho, R., Cançado, P., & de Moraes, G. (2018). Potential of *Macrocheles* species (Acari: Mesostigmata: Macrochelidae) as control agents of harmful flies (Diptera) and biology of *Macrocheles embersoni* Azevedo, Castilho and Berto on *Stomoxys calcitrans* (L.) and *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae). *Biological Control*, 123, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2018.04.013>
- Baumann, J., & Ferragut, F. (2019). Description and observations on morphology and biology of *Imparipes clementis* sp. nov., a new termite associated scutacarid mite species (Acari, Heterostigmatina: Scutacaridae; Insecta, Isoptera: Rhinotermitidae). *Systematic and Applied Acarology*, 24(2), 303–323. <https://doi.org/10.11158/saa.24.2.12>
- Bellido, A. (1979). Postembryonic development of *Carabodes willmanni* Bernini 1975, (Acari, Oribatei). *Acarologia*, 20(3), 419–432. <http://www1.montpellier.inra.fr/CBGP/acarologia/article.php?id=2935>
- Berlese, A. (1918). Centuria quarta di Acari nuovi. *REDIA*, 13, 113–190.
- Block, W., & Convey, P. (1995). The biology, life cycle and ecophysiology of the Antarctic mite *Alaskozetes antarcticus*. *Journal of Zoology*, 236(3), 431–449. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1995.tb02723.x>
- Cakmak, I., Karagoz, M., Ekmen, Z. I., Hazir, S., & Kaya, H. K. (2011). Life history of *Sancassania polyphyllae* (Acari: Acaridae) feeding on dissected tissues of its phoretic host, *Polyphylla fullo* (Coleoptera: Scarabaeidae): Temperature effects. *Experimental and Applied Acarology*, 53(1), 41–49. <https://doi.org/10.1007/s10493-010-9386-4>
- Cancela da Fonseca, J. (1975). Notes Oribatologiques. *Acarologia*, 17, 320–330. <https://doi.org/10.1051/acarologia/20142144>
- Cancela da Fonseca, J. (1989). Sur le developpement postembryonnaire des acariens oribates comparé à celui des insectes. Implications évolutives et écologiques. In H. André & J.

- Lions (Eds.), *L'Ontogenese et le Concept de Stase chez les Arthropodes* (pp. 15–39). AGAR Publishers.
- Castilho, R., de Moraes, G., Silva, E., & Silva, L. (2009). Predation potential and biology of *Protogamasellopsis posnaniensis* Wisniewski & Hirschmann (Acari: Rhodacaridae). *Biological Control*, 48(2), 164–167.
- Costa, M. (1966). Notes on macrochelids associated with manure and coprid beetles in Israel. 1. *Macrocheles robustulus* (Berlese, 1904) development and biology. *Acarologia*, 8(4), 532–548. <http://www1.montpellier.inra.fr/CBGP/acarologia/article.php?id=3654>
- Cross, E., & Bohart, G. (1990). Notes on the life history of *Sancassania boharti* (Acari: Acaridae) and its relationship to the Alkali bee, *Nomia melanderi* (Hymenoptera: Halictidae). *Journal of the Kansas Entomological Society*, 63(4), 603–610.
- Cross, E., & Bohart, G. (1992). The Biology of *Imparipes apicola* (Acari: Scutacaridae) and its Relationships to the Alkali Bee, *Nomia melanderi* (Hymenoptera: Halictidae), and to Certain Fungi in the Bee Cell Ecosystem. *Journal of the Kansas Entomological Society*, 65(2), 157–173.
- Dabert, M., Witalinski, W., Kazmierski, A., Olszanowski, Z., & Dabert, J. (2010). Molecular phylogeny of acariform mites (Acari, Arachnida): Strong conflict between phylogenetic signal and long-branch attraction artifacts. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 56(1), 222–241. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2009.12.020>
- do Prado, T. (2007). *BIOLOGIA E POTENCIAL DO ÁCARO PREDADOR Protogamasellopsis zaheri (MESOSTIGMATA: RHODACARIDAE) COMO AGENTE DE CONTROLE DO NEMATOIDE DE GALHA Meloidogyne incognita (TYLENCHIDA: MELOIDOGYNIDAE)*. Universidade Estadual Paulista.
- Ekmen, Z., Hazir, S., Cakmak, I., Ozer, N., Karagoz, M., & Kaya, H. (2010). Potential negative effects on biological control by *Sancassania polyphyllae* (Acari: Acaridae) on an entomopathogenic nematode species. *Biological Control*, 54(3), 166–171. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2010.05.004>
- Emlen, D. (2008). The evolution of animal weapons. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 39, 387–413. <https://doi.org/10.1146/annurev.ecolsys.39.110707.173502>
- Ermilov, S. (2008). *Laboratory cultivation and development of oribatid mites of the superfamily Crotonioidea (Acari, Oribatida) with the purpose of studying of their development*. N. Novgorod.
- Ermilov, S. (2009). Development of Crotonioidea (Acari, Oribatida). *Povolzhskiy Journal of Ecology*, 4, 337–342.

- Estrada-Venegas, E. G. (1995). *Soil Arthropods in the Central Cascades: Slash Burning Effects and Biology of Some Species*. Oregon State University.
- Estrada-Venegas, E. G. (2000). *Ácaros Oribátidos (Acari: Oribatida asociados a troncos en descomposición Spondias mombin y Bursera simaruba) en la Mancha Veracruz*. Colegio de Postgraduados.
- Estrada-Venegas, E. G. (2012). Biología, ecología y etología de los ácaros de vida libre. In E. Estrada-Venegas, M. Chaires-Grijalva, J. Acuna-Soto, & A. Equihua-Martínez (Eds.), *Ácaros de importancia en el suelo* (1st ed., pp. 44–53). Colegio de Postgraduados.
- Estrada-Venegas, E. G. (2013). Astigmatina su papel biológico y ecológico en el ecosistema suelo. In E. Estrada-Venegas, A. Equihua, J. Acuna-Soto, & M. Chaires-Grijalva (Eds.), *Fauna del suelo II micro, meso y macrofauna* (pp. 28–53). Sociedad Mexicana de Entomología.
- Estrada-Venegas, E. G. (2020). Métodos de estudio para ácaros del suelo. In R. Ferrera, J. Delgadillo, A. Alarcón, J. Alvarado, J. Pérez, & J. Almaraz (Eds.), *Microbiología aplicada a la agricultura y agroecosistemas principios y técnicas para su investigación* (1st ed., pp. 351–380). Editorial del Colegio de Postgraduados.
- Estrada-Venegas, E. G., & Norton, R. (2001). Biología y comportamiento de *Epidamaeus (Akrodamaeus)* sp. (Oribarida: Damaeidae). In M. Vargas, O. Polaco, & G. Zúñiga (Eds.), *Contribuciones Entomológicas. Homenaje a la Dra. Isabel Bassols* (pp. 57–67). Instituto Politécnico nacional, Escuela Nacional de Ciencias.
- Estrada-Venegas, E., Norton, R. A., Equihua, A., Romero, J., Trinidad, J., & González, H. (1999). Biología y nueva sinonimia de *Archegozetes longisetosus* Aoki (Acari-Oribatida) de la Mancha, Veracruz, México. *Folia Entomológica Mexicana*, 107, 41–50.
- Evans, G. (1992). *Principles of acarology* (1st ed.). C.A.B International.
- Evans, G., & Browning, E. (1956). British mites of the subfamily Macrochelinae Traagårdh (Gamasina, Macrochelidae). *Bull. Br. Mus. Nat. Hist. (Zool.)*, 4, 1–55.
- Evans, G., & Hyatt, K. (1963). Mites of the genus *Macrocheles* Latr. (Mesostigmata) associated with coprid beetles in the collections of the British Museum (Natural History). *Bull. Br. Mus. Nat. Hist. (Zool.)*, 9, 327–401.
- Gross, M. (1996). Tactics : Diversity Within Sexes. *Trends in Ecology & Evolution*, 2(2), 92–98.
- Hågvar, S. (1998). Mites (Acari) developing inside decomposing spruce needles: Biology and effect on decomposition rate. *Pedobiologia*, 42, 358–377.

- Haq, M., & Adolph, C. (1981). A comparative study of the duration of the life cycles of four species of oribatid mites (Acari: Oribatei) from the soils of Kerala. *Indian Journal of Acarology*, 5, 56–61.
- Iglesias, R., & Guzman, H. (2012). Nueva especie de *Epidamaeus* (Oribatei : Damaeidae) del estado de Guerrero , México. *Dugesiana*, 19(2), 99–104.
- Iglesias, R., Vázquez, R., & Palacios-Vargas, J. G. (2012). Desarrollo ontogenético y redescipción del adulto de *Epidamaeus mitlsensillus* (Acari: Oribatida: Damaeidae). *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 83(4), 958–965. <https://doi.org/10.7550/rmb.30800>
- Jacot, A. (1934). The *Galumna* (Oribatoidea-Acarina) of the Northeastern U. S. *Journal of the New York Entomological Society*, 42, 87–125.
- Jagersbacher-Baumann, J., & Ebermann, E. (2013). Ovoviviparity in scutacarid mites (Scutacaridae, Heterostigmatina)? *International Journal of Acarology*, 39(4), 347–350. <https://doi.org/10.1080/01647954.2013.786134>
- Karagoz, M., Gulcu, B., Cakmak, I., Kaya, H., & Hazir, S. (2007). Predation of entomopathogenic nematodes by *Sancassania* sp. (Acari: Acaridae). *Experimental and Applied Acarology*, 43(2), 85–95. <https://doi.org/10.1007/s10493-007-9105-y>
- Kheradmand, K., Kamali, K., Fathipour, Y., Goltapeh, E. M., & Ueckermann, E. A. (2007). Thermal requirement for development of *Sancassania rodionovi* (Acari: Acaridae) on mushrooms. *Journal of Economic Entomology*, 100(4), 1098–1103. [https://doi.org/10.1603/0022-0493\(2007\)100\[1098:TRFDOS\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1603/0022-0493(2007)100[1098:TRFDOS]2.0.CO;2)
- Krantz, G. W. (1981). Two new glaber group species of *Macrocheles* (Acari: Macrochelidae) from Southern Africa. *International Journal of Acarology*, 7(1–4), 3–16. <https://doi.org/10.1080/01647958108683239>
- Krantz, G. W. (1998). Reflections on the biology, morphology and ecology of the Macrochelidae. *Experimental and Applied Acarology*, 22(3), 125–137.
- Krantz, G. W., & Royce, L. A. (1994). Observations on the biology and behavior of *Macrocheles mycotrupetes* Krantz and Mellott (Acari: Macrochelidae). *International Journal of Acarology*, 20(2), 115–121. <https://doi.org/10.1080/01647959408684010>
- Labandeira, C., Phillips, T., & Norton, R. A. (1997). Oribatid mites and the decomposition of plant tissues in paleozoic coal-swamp forests. *Palaios*, 12(4), 319–353.
- Łukasiewicz, A. (2020). Juvenile diet quality and intensity of sexual conflict in the mite *Sancassania berlesei*. *BMC Evolutionary Biology*, 20(1), 1–11. <https://doi.org/10.1186/s12862-020-1599-5>
- Madewell, R., & Moczek, A. (2006). Horn possession reduces maneuverability in the horn-

- polyphenic beetle, *Onthophagus nigriventris*. *Journal of Insect Science*, 6(21), 1–10. https://doi.org/10.1673/2006_06_21.1
- Nagelkerke, C. J., & Sabelis, M. W. (1998). Precise control of sex allocation phytoseiid mites. *Journal of Evolutionary Biology*, 11(1998), 649–684.
- Norton, R. (1980). Generic concepts in the Damaeidae (Acari, Oribatei). Part II. *Acarologia*, 21(3/4), 496–513.
- Norton, R. (1994). Evolutionary Aspects of Oribatid Mite Life Histories and Consequences for the Origin of the Astigmata. In M. Houck (Ed.), *Mites* (pp. 99–135). Springer.
- Norton, R. (1998). Morphological evidence for the evolutionary origin of Astigmata (Acari: Acariformes). *Experimental and Applied Acarology*, 22(10), 559–594. <https://doi.org/10.1023/A:1006135509248>
- Norton, R. A., & Behan-Pellelier, V. (2009). Suborder Oribatida. In G. W. Krantz & D. E. Walter (Eds.), *A manual of acarology* (3rd ed., pp. 430–564). Texas Tech University Press.
- Norton, R., & Ermilov, S. (2014). Catalogue and historical overview of juvenile instars of oribatid mites (Acari: Oribatida). In *Zootaxa* (Vol. 3833, Issue 1). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3833.1.1>
- OConnor, B. (2009). Cohort Astigmatina. In G. W. Krantz & D. E. Walter (Eds.), *A manual of acarology* (3rd ed., pp. 565–567). Texas Tech University Press.
- Oliveira, R., Taborsky, M., & Brockmann, H. (2008). *Alternative reproductive tactics: an integrative approach*. Cambridge University Press.
- Oliver, J. H. (1971). Parthenogenesis in Mites and Ticks (Arachnida: Acari). *AM. Zoologist*, 11, 283–299.
- Oliver Jr., J. ., & Krantz, G. W. (1963). *Macrocheles rodriguez*, a new species of mite from Kansas (Acarina: Macrochelidae) with notes on its life cycle and behavior. *Acarologia*, 5(4), 519–525. <http://www1.montpellier.inra.fr/CBGP/acarologia/article.php?id=3860>
- Pauly, F. (1956). Zur Biologie einiger Belbiden und zur Funktion ihrer pseudostigmatischen Organe. *Zoologische Jahrbucher, Abteilung Fur Systematik, Okologie Und Geographie Der Tiere*, 84, 275–328.
- Radwan, J., Unrug, J., & Tomkins, J. (2002). Status-dependence and morphological trade-offs in the expression of a sexually selected character in the mite, *Sancassania berlesei*. *Journal of Evolutionary Biology*, 15(5), 744–752. <https://doi.org/10.1046/j.1420-9101.2002.00444.x>

- Schatz, H. (1985). The life cycle of an alpine oribatid mite, *Oromurcia sudetica* Willmann. *Acarologia*, 26(1), 95–100.
- Schousboe, C. (1986). On the biology of *Scutacarus acarorum* Goeze (Acarina: Trombidiformes). *Acarologia*, 27(2), 151–158.
- Sengbusch, H. (1958). Zuchtversuche mit Oribatiden (Acarina). *Die Naturwissenschaften*, 45(20), 498–499. <https://doi.org/10.1007/bf00635575>
- Sengbusch, H. G. (1954). Studies on the life history of three oribatoid mites with observations on other species (Acarina, Oribatei). *Annals of the Entomological Society of America*, 47(4), 646–667. <https://doi.org/10.1093/aesa/47.4.646>
- Shaldybina, E. (1984). Life cycle of *Nothrus palustris* (Oribatei, Nothroidea). *Zoologicheskij Zhurnal*, 63, 671–676.
- Shaldybina, E. (1986). Cultivation of some oribatid mite species in laboratory conditions with the purpose of studying their life cycles. In *The First All-Union Conference on Zooculture Problems, Moscow (extended abstracts)*. Academy of Sciences of the USSR.
- Shaldybina, E. (1987). Influence of temperature on life cycle of *Nothrus palustris* (Oribatei). In *Problems of Soil Zoology (extended abstracts)* (pp. 337–338). Metsnieraba Press, Tbilisi.
- Simmons, L., & Emlen, D. (2006). Evolutionary trade-off between weapons and testes. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 103(44), 16346–16351. <https://doi.org/10.1073/pnas.0603474103>
- Soliman, Z., Zaher, M., & Mohamed, M. (1978). Biology and predaceous efficiency of *Macrocheles matrius* (Hull) (Acari, Mesostigmata). *Zeitschrift Für Angewandte Entomologie*, 85(1–4), 225–230. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.1978.tb04034.x>
- Søvik, G. (2004). The biology and life history of arctic populations of the littoral mite *Ameronothrus lineatus* (Acari, Oribatida). *Experimental and Applied Acarology*, 34.
- Subías, L. (2020). Listado sistemático, sinonímico y biogeográfico de los ácaros oribátidos (Acariformes: Oribatida) del mundo. *Graellsia*, 1–527.
- Tomkins, J., & Brown, G. (2004). Population density drives the local evolution of a threshold dimorphism. *Nature*, 431(7012), 1099–1103. <https://doi.org/10.1038/nature02918>
- Tomkins, J., Lebas, N., Unrug, J., & Radwan, J. (2004). Testing the status-dependent ESS model: Population variation in fighter expression in the mite *Sancassania berleseii*. *Journal of Evolutionary Biology*, 17(6), 1377–1388. <https://doi.org/10.1111/j.1420-9101.2004.00780.x>

- Travé, J. (1964). Importance des stases immatures des oribates en systematique et en écologie. *Proceedings of the 1st International Congress of Acarology, 1963. Acarologia*, 6, 47–54.
- Wade, C., & Rodriguez, J. (1961). Life History of *Macrocheles muscaedomesticae* (Acarina: Macrochelidae), a Predator of the House Fly¹. *Annals of the Entomological Society of America*, 54(6), 776–781. <https://doi.org/10.1093/aesa/54.6.776>
- Wallwork, J. (1969). Some basic principles underlying the classification and identification of cryptostigmatic mites. In J. Sheals (Ed.), *The Soil Ecosystem. The Systematics Association* (pp. 155–168).
- Walter, D. E., & Kaplan, D. T. (1990). A guild of thelytokous mites (Acari: Mesostigmata) associated with citrus roots in Florida. *Environmental Entomology*, 19(5), 1338–1343.
- Walter, D., & Proctor, H. (2013). Mites: Ecology, Evolution & Behaviour. In *Mites: Ecology, Evolution & Behaviour* (2nd ed.). Springer.
- Webb, N. (1978). Observations on *Steganacarus magnus*: general biology and life cycle. *Acarologia*, 19(4), 686–696. <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US201302840420>
- Zhang, Z., Pesic, V., Smit, H., Bochkov, A., Khaustov, A., Baker, A., Wohltmann, A., Wen, T., Amrine, J., Beron, P., Lin, J., Gabrys, G., & Husband, R. (2011). Order Trombidiformes Reuter, 1909. In Z. Zhang (Ed.), *Animal biodiversity: an outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness*. (Vol. 3148, pp. 129–138). Zootaxa.

CAPÍTULO III- DIVERSIDAD Y ABUNDANCIA DE ÁCAROS EN UN PERFIL DE SUELO

3.1 INTRODUCCIÓN

Los ácaros oribátidos son uno de los grupos de mayor importancia y abundancia en los suelos, principalmente en los que no han sido expuestos a un proceso de antropización (R. A. Norton y Behan-Pelleier, 2009). En este medio cumplen la tarea fundamental de aportar a la descomposición de la materia orgánica, contribuyen al reciclaje de nutrientes y permiten que toda una red trófica de descomponedores microscópicos funcionen en equilibrio (Ghilarov, 1963).

Debido a su tarea como descomponedores, este grupo de ácaros es encontrado preferentemente en los estratos orgánicos del suelo, sin embargo, debido a factores como la desecación, cambios en la humedad del suelo, o perturbación de este medio, pueden tener migraciones verticales, hacia el suelo o a las capas más profundas de este (Evans, 1992; Murphy, 1955; Urhan *et al.*, 2008).

Existen diferentes trabajos que hablan sobre la distribución vertical de los oribátidos, tanto en la superficie como dentro de los diferentes estratos (Leetham y Milchunas, 1985; Mitchell, 1978; Perdue y Crossley Jr, 1990; D. W. Price, 1973), con esto se ha podido establecer ciertos patrones de distribución de las especies y se han detectado algunos de los factores que condicionan esta distribución. En México no se cuentan con registros de trabajos que hayan evaluado la distribución de estos ácaros en medios naturales o perturbados, a lo largo de un perfil de suelo a diferentes profundidades.

En este capítulo se analiza la migración vertical de los ácaros oribátidos en un sistema natural de bosque de pino y encino y dos zonas productoras de aguacate (convencional y orgánico). Además de evidenciar la importancia de los factores edafoclimáticos en este proceso, mediante el estudio de un perfil de suelo.

3.2 MATERIALES Y MÉTODOS

3.2.1 Descripción del perfil de suelo

En septiembre de 2020 se llevó a cabo un perfil de suelo en cada ecosistema de estudio (BPE, AO, AC), para ello se realizó un corte de 0.50 m de ancho, 1 m de largo y 1 m de profundidad. Se evaluaron las siguientes variables: color en húmedo con la ayuda de una tabla de Munsell, textura al tacto, estructura, manchas de color, distribución de raíces, presencia rocas y piedras. Los horizontes fueron identificados, marcados y medidos. Para la identificación y descripción de los horizontes se utilizó el manual de (FAO, 2009) y los resultados se corroboraron con las cartas edafológicas de los municipios, realizadas por la Coordinación General de los Servicios Nacionales de Estadística, Geografía e Informática. Adicionalmente se recabó información sobre la topografía, pendiente, presencia de drenajes, distribución radicular, pedregosidad superficial y evidencia de erosión.

3.2.2 Evaluación de la acarofauna edáfica

Se hicieron cortes a diferentes profundidades propuestas usando una pala y un cuchillo afilado y grueso, las secciones de suelo fueron tomadas de arriba hacia abajo. Se recolectó 1 kg de suelo para la extracción de la acarofauna edáfica de cada sección propuesta, no obstante, considerando que la mayor abundancia y diversidad de la biota del suelo se encuentra en los primeros 20-25 cm (Krantz, 2009b), se decidió estratificar el perfil en 7 capas y en estas proceder al respectivo muestreo (Cuadro 4.1).

Cuadro 1. Estratificación del suelo para la valoración de macro, meso y micro fauna edáfica.

Capa	Profundidad (cm)
1	0-2
2	2-5
3	5-10
4	10-25
5	25-50
6	50-75
7	75-100

Las muestras fueron llevadas al laboratorio de Acarología de la Dra. Edith Estrada Venegas para ser procesadas. Los ácaros fueron extraídos con ayuda del embudo de Berlese-Tullgren por el lapso de un mes (con el propósito de extraer el mayor número de especies e individuos

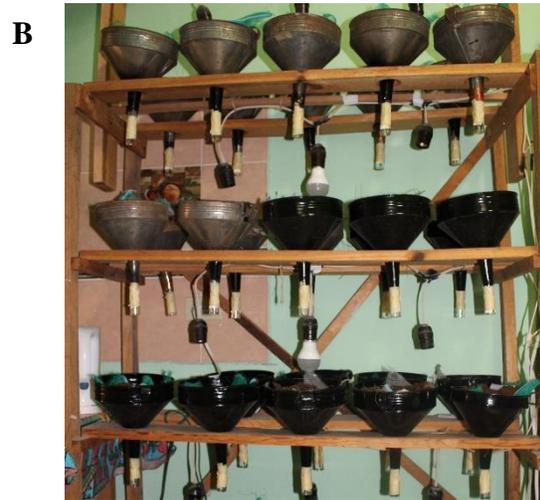
posibles), a partir de la segunda semana se verificó el nivel de alcohol de las muestras para evitar que estas puedan llegar a dañarse por evaporación del alcohol perdiendo la concentración de 70 % que se requiere para un buen fijado del material. Los individuos fueron cuantificados, se extrajo una muestra significativa y fue colocada en ácido láctico para su aclarado; después de dos semanas, las muestras fueron extraídas del ácido y depositadas en agua destilada por 12 horas para limpiar el ácido láctico del cuerpo de los especímenes, posteriormente ellos fueron montados en preparaciones permanentes en líquido de Hoyer y fueron secados a 45°C por dos semanas, para posteriormente ser sellados y etiquetados para su posterior trabajo taxonómico de identificación

3.2.3 Análisis de propiedades físico-químicas

Por cada perfil se recolectó un kilogramo de suelo por cada capa (tabla1), las muestras fueron enviadas al laboratorio de suelos del Colegio de Postgraduados para la determinación de: pH, conductividad eléctrica, carbono orgánico, nitrógeno y densidad real.

3.2.4 Correlación de variables

Para comparar la distribución de especies dentro del perfil de suelo, se realizaron pruebas Chi-cuadrado para comparar la abundancia de cada especie en cada profundidad y cada ambiente (tipo de suelo). Con el fin de identificar especies relacionadas con aspectos físicoquímicos del suelo se ajustó la correlación de Pearson. De igual manera, para conocer si existe relación lineal entre las variables de suelo y la profundidad, se ajustaron pruebas de correlación de Pearson.



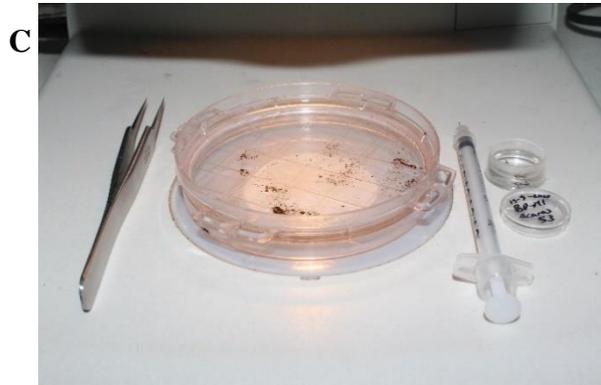


Figura 1. A: Excavación da la zanja, delimitación de los estratos y la toma de las muestras con una cuchara de albañil, B embudos de Berlese – Tullgren para la extracción de la acarofauna, C: extracción de especímenes del alcohol.

3.3 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.3.1 Descripción del perfil de suelo

Bosque de Pino y Encino

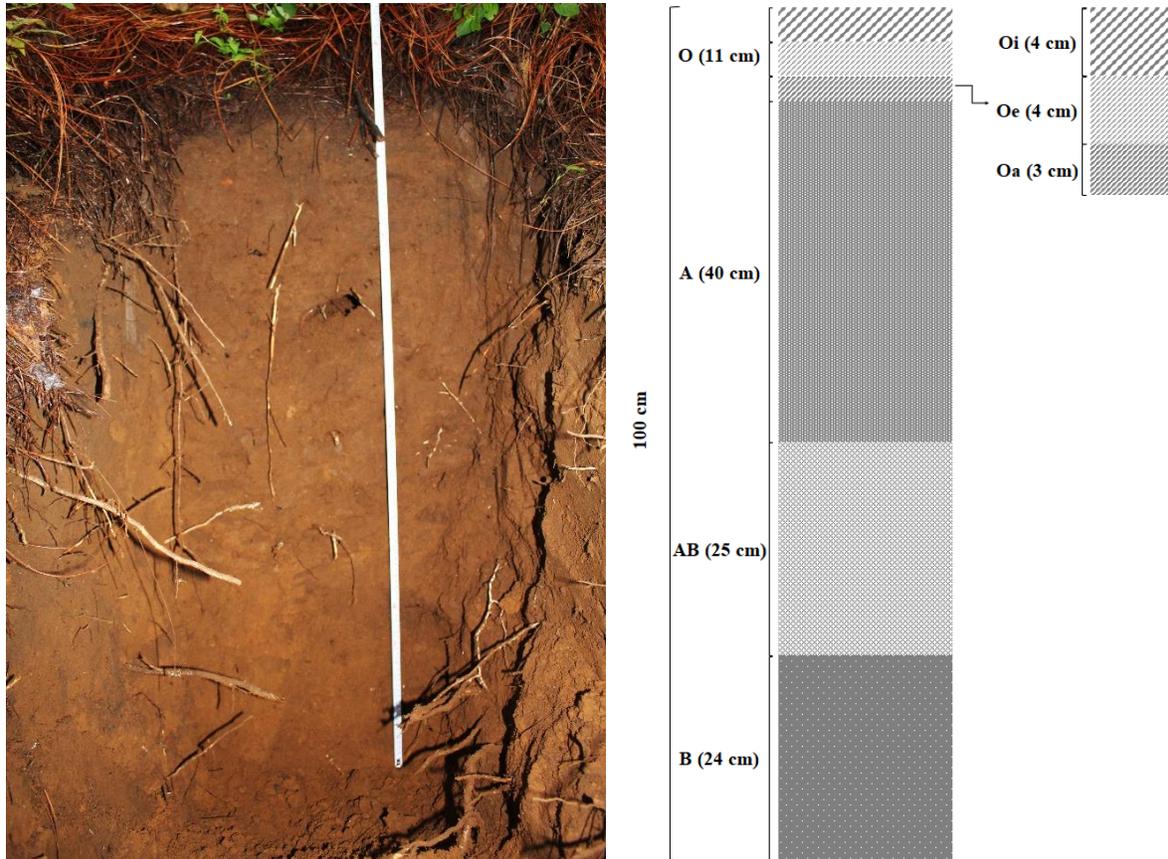


Figura 2. Perfil Bosque de Pino, perfil y esquema de distribución de los horizontes.

- | | |
|-------------|---|
| Oi (0-4 cm) | >40% de acículas de pino y hojas de encino identificables, pedregosidad nula, raíces finas abundantes. |
| Oe (4 - 8) | 17 - 40% de acículas de pino y hojas de encino identificables, pedregosidad nula, raíces finas abundantes. |
| Oa (8 - 11) | Marrón rojizo oscuro (5 YR 3/4) en húmedo, <17% de acículas de pino y hojas de encino identificables, textura al tacto franco arenoso-limoso, baja cantidad de poros finos, pedregosidad nula, raíces finas abundantes, presencia de partículas de carbón de incendios pasados. |
| A (11 – 51) | Marrón claro (7,5 YR 6/4) en húmedo, textura al tacto franco arenoso-arcilloso, estructura migajón-granular medio, ligeramente plástico, |

mediana cantidad de poros finos, pedregosidad nula, raíces finas y medianas poco abundantes, presencia de partículas de carbón de incendios pasados.

AB (51 – 76) Amarillo rojizo (7,5 YR 6/8) en húmedo, textura al tacto franco arenoso-arcilloso, estructura migajón-granular medio, ligeramente plástico, mediana cantidad de poros finos, pedregosidad nula, raíces finas poco abundantes.

B (76-100) Amarillo rojizo (7,5 YR 6/8) en húmedo, textura al tacto franco arenoso-arcilloso, estructura migajón-granular medio, ligeramente plástico, escasa cantidad de poros finos, pedregosidad nula, raíces finas y medianas poco abundantes.

Aguacate Orgánico

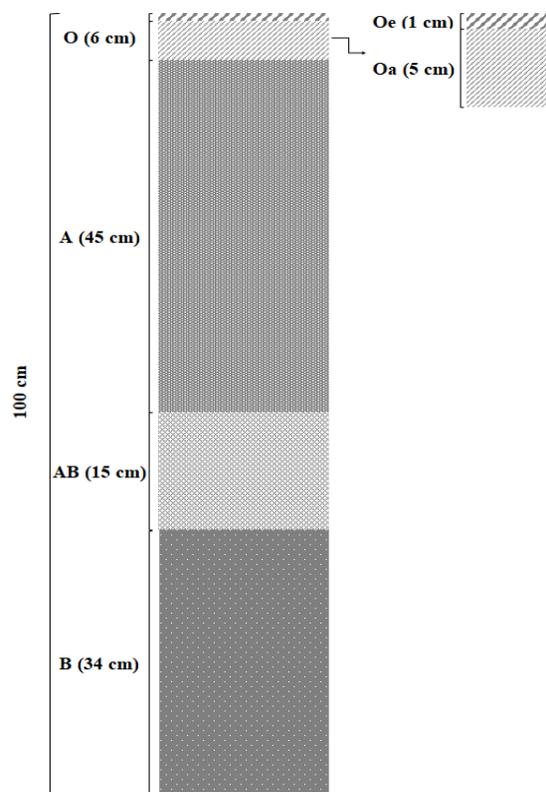


Figura 3. Perfil de huerta de Aguacate Orgánico, esquema de distribución de los horizontes.

- Oe (0 -1 cm) 17 - 40% de hojas de aguacate y restos de maleza identificables, textura al tacto franco limoso, estructura granular medio, ligeramente plástico, poca cantidad de poros finos y medianos, mediana presencia de grava, raíces finas y medianas poco abundantes, manchas ligeramente oscuras.
- Oa (1 – 6 cm) Café (7,5 YR 5/3) en húmedo, <17% de hojas de aguacate y restos de maleza identificables, textura al tacto franco limoso, estructura granular medio, ligeramente plástico, mediana cantidad de poros finos, mediana presencia de grava, raíces finas poco abundantes, manchas rojizas de óxidos de hierro.
- A (6 – 51 cm) Café (7,5 YR 4/4) en húmedo, textura al tacto franco arenoso, estructura granular medio, ligeramente plástico, mediana a escasa cantidad de poros finos, mediana presencia de grava, raíces finas poco abundantes, manchas oscuras y rojizas de óxidos de hierro.
- AB (51 – 66 cm) Café (7,5 YR 5/4) en húmedo, textura al tacto franco arcilloso, estructura granular medio, altamente plástico, mediana cantidad de poros finos, mediana a escasa presencia de grava, raíces finas escasas.
- B (66 – 100 cm) Amarillo rojizo (7,5 YR 7/6) en húmedo, textura al tacto franco arcilloso, estructura granular medio, altamente plástico, mediana cantidad de poros grandes, mediana a escasa presencia de grava, raíces finas poco abundantes.

Aguacate Convencional



Figura 4. Perfil Aguacate Convencional, perfil y esquema de distribución de los horizontes.

- | | |
|---------------|---|
| Oe (0 -1 cm) | 17 - 40% de hojas de aguacate y restos de maleza identificables, textura al tacto franco limoso, estructura granular medio, ligeramente plástico, abundante cantidad de poros finos y medianos, nula presencia de grava, raíces finas y medianas poco abundantes. |
| Oa (1 – 3 cm) | Café (7,5 YR 5/4) en húmedo, <17% de hojas de aguacate y restos de maleza identificables, textura al tacto franco limoso, estructura granular medio, ligeramente plástico, abundante cantidad de poros medios, escasa presencia de grava, raíces finas poco abundantes, escasas manchas de color negro. |
| A (3 – 20 cm) | Café (7,5 YR 5/4) en húmedo, textura al tacto franco limoso-arenoso, estructura granular medio, altamente plástico, abundante cantidad de |

poros medios, nula presencia de grava, raíces finas poco abundantes, escasa presencia de partículas de carbón.

AB (20 – 30 cm) Marrón claro (7,5 YR 6/4) en húmedo, textura al tacto franco arcilloso, estructura granular medio, altamente plástico, abundante cantidad de poros medios, nula presencia de grava, raíces finas poco abundantes.

B (30 – 100 cm) Amarillo rojizo (7,5 YR 6/8) en húmedo, textura al tacto arcilloso, estructura migajón medio, altamente plástico, mediana cantidad de poros grandes, nula presencia de grava, raíces finas escasas.

3.3.2 Análisis de propiedades físico-químicas

En los análisis de suelo de los tres ecosistemas (tabla 2) se evidencia que los valores del pH y la densidad real tienden a acrecentarse conforme se vaya más profundo en el suelo. En contraste, los valores de la conductividad eléctrica, carbono orgánico y nitrógeno total disminuyen en proporción a la profundidad, siendo las tres primeras capas 0-10 cm las que se diferencian de las otras. Comparando los tres ecosistemas, el bosque de pino muestra las cifras más altas de nitrógeno total, el porcentaje de carbono orgánico es mayor en el aguacate orgánico, en el aguacate convencional los valores de pH y conductividad eléctrica son mayores que en los otros ecosistemas. La densidad real muestra cifras variables, de 0-10 cm es mayor en el aguacate convencional, a partir de esta profundidad en adelante fue mayor en el aguacate orgánico.

Cuadro 2. Valores de las propiedades físico químicas del suelo a siete profundidades, en los tres ecosistemas.

Profundidad	pH	CE, dS/m	C org, %	N %	Densidad real (g/cm ³)	Arcilla, %	Limo, %	Arena, %	Textura
Bosque de Pino y Encino									
0-2 cm	5.91	0.13	4.09	0.90	0.95	6.00	6.00	88.00	Arenosa
2-5 cm	5.88	0.13	3.58	0.87	1.17	6.00	10.00	84.00	Arenosa
5-10 cm	6.46	0.07	5.44	0.26	2.04	12.00	36.00	52.00	Franca
10-25 cm	7.28	0.04	2.58	0.14	2.30	12.00	32.00	56.00	Franco arenosa
25-50 cm	7.33	0.03	2.62	0.13	2.10	12.00	38.00	50.00	Franca
50-75 cm	7.32	0.02	1.99	0.12	2.12	14.00	38.00	48.00	Franca
75-100 cm	7.46	0.03	1.25	0.09	2.02	14.00	40.00	46.00	Franca
Aguacate Orgánico									
0-2 cm	7.02	0.22	5.84	0.35	1.99	17.64	38.00	44.36	Franca
2-5 cm	7.06	0.17	6.60	0.36	2.10	17.64	36.00	46.36	Franca
5-10 cm	7.09	0.09	2.46	0.16	2.28	19.64	34.00	46.36	Franca
10-25 cm	7.32	0.08	1.93	0.13	2.28	19.64	34.00	46.36	Franca
25-50 cm	7.31	0.07	1.90	0.12	2.34	19.64	36.00	44.36	Franca
50-75 cm	7.68	0.08	1.43	0.07	2.19	20.00	36.00	44.00	Franca
75-100 cm	7.78	0.06	1.64	0.08	2.23	22.00	34.00	44.00	Franca
Aguacate Convencional									
0-2 cm	7.12	0.40	4.65	0.32	2.06	17.64	34.00	48.36	Franca
2-5 cm	7.30	0.11	2.48	0.18	2.18	19.64	34.00	46.36	Franca
5-10 cm	7.61	0.09	2.19	0.15	2.34	21.64	34.00	44.36	Franca
10-25 cm	7.75	0.09	2.19	0.13	2.23	21.64	34.00	44.36	Franca
25-50 cm	7.44	0.11	1.46	0.09	2.11	19.64	36.00	44.36	Franca
50-75 cm	7.51	0.07	0.92	0.07	2.11	25.64	34.00	40.36	Franca
75-100 cm	7.43	0.10	0.56	0.06	2.04	23.64	32.00	44.36	Franca

3.3.3 Dinámica de los ácaros oribátidos en un perfil de suelo

En el mes de septiembre de 2020 se recolectaron 4,660 ind/m², de estos, 4,470 ind/m² se encontraron en el bosque de pino y encino (95.9% de la abundancia total), en el aguacate convencional se encontró 190 ind/m² (4.1%), en el aguacate orgánico no se encontraron especímenes (anexo 1-2).

Se encontraron 37 especies, de estas *Ramusella (Ramusella) sp. 1*, *Oppiella nova*, *Arcoppia sp. 1*, *Scheloribates elegans* y *Scheloribates praeincisus acuticlava* solo se encontraron en el aguacate convencional. Las especies que se compartieron en los dos ecosistemas fueron *Belbodamaeus (Epidamaeus) palaciosi*, *Ramusella (Insculptoppia) merimna*, *Allogalumna (Acroalumna) longipluma* y *Galumna egregia*, las especies restantes (28 spp.) solo se encontraron en el bosque de pino y encino (tabla 3). Con respecto a la distribución en las

capas del suelo, las profundidades máximas en las que se encontraron ácaros oribátidos fueron 10-25 cm en el bosque de pino y encino y 25-50 cm en el aguacate convencional. En el BPE la mayor abundancia y número de especies se encontraron en los primeros cinco centímetros del suelo, de 0-2 cm se recolectaron 2360 ind/m² contenidos en 19 especies, de 2-5 cm se obtuvieron 2070 individuos y 23 especies. Por su parte en el aguacate convencional, los valores más altos (90 ind/m² y 5 spp.) se encontraron en la capa superficial, contrastando al bosque, en la profundidad que va de los 25 a 50 cm se recolectaron 50 ind/m² correspondientes a 3 especies (figura 5 A-B)

Cuadro 3. Número de especies de ácaros oribátidos encontrados en un perfil de suelo en dos de los tres ecosistemas evaluados.

Especies	Profundidad (cm)									
	0-2		2-5		5-10		10-25		25-50	
	BP	AC	BP	AC	BP	AC	BP	AC	BP	AC
<i>Euphthiracarus</i> sp. 1	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Hoplophorella</i> sp. 1	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Nothrus biciliatus</i> C. L. Kock, 1844	-	-	X	-	-	-	X	-	-	-
<i>Solenozetes carinatus</i> (Hammer, 1961)	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Jacotella ornata</i> (Balogh et Csiszár, 1963) (<i>Allodamaeus</i>)	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Belbodamaeus</i> (<i>Epidamaeus</i>) <i>palaciosi</i> (Iglesias et Guzmán, 2012)	X	-	X	X	-	-	-	-	-	-
<i>Reticulocephus reticulatus</i> (Sitnikova, 1979) (<i>Geocephus</i>)	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Gustavia</i> sp. 1	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Eremobelba zicsii</i> Balogh et Mahunka, 1969	X	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Eremobelba piffli</i> Mahunka, 1985	X	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Ramusella</i> (<i>Ramusella</i>) sp. 1	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Ramusella</i> (<i>Insculptoppia</i>) <i>merimna</i> (Balogh et Mahunka, 1977)	-	-	X	-	-	-	X	X	-	X
<i>Oppiella nova</i> (Oudemans, 1902)	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Pseudoamerioppia barrancensis</i> (Hammer, 1961)	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Arcoppia</i> sp. 1	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Wallworkoppia cervifer</i> (Mahunka, 1983)	X	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Oxyoppia</i> (<i>Oxyoppiella</i>) <i>polynesia</i> (Hammer, 1972) (<i>Oppiella</i>)	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cheloppia americana</i> Mahunka, 1985	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-
Suctobelbidae Jacot, 1938	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Allosuctobelba</i> Moritz, 1970 sp. 1	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Suctobelbella aokii</i> Chinone, 2003	-	-	X	-	X	-	-	-	-	-
<i>Suctobelbella singularis</i> (Strenzke, 1950)	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Acaroceras similis</i> Balogh, 1962	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Schalleria</i> sp. 1	X	-	X	-	-	-	-	-	-	-

<i>Anachipteria</i> sp. 1	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Adoribatella</i> sp. 1	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Ceratozetes</i> sp. 4	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Scheloribates curvialatus</i> Hammer, 1961	X	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Scheloribates elegans</i> Hammer, 1958	-	-	-	-	-	-	-	X	-	X
<i>Scheloribates praeincisus acuticlava</i> Pérez-Íñigo et Baggio, 1986	-	X	-	X	-	-	-	-	-	-
<i>Lauritzenia minimicoma</i> (Beck, 1964) (<i>Haplozetes</i>)	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Allogalumna</i> (<i>Acrogalumna</i>) <i>longipluma</i> (Berlese, 1904)	X	-	X	-	-	-	X	-	-	X
<i>Galumna agueroi</i> Balogh, 1997	X	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Galumna egregia</i> Sellnick, 1923	X	X	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Pergalumna</i> sp. 1	X	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Pergalumna boliviana</i> Ermilov, 2013	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Pergalumna ecuadorensis</i> Ermilov et Kalúz, 2012	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Total	19	5	23	2	1	0	3	2	0	3

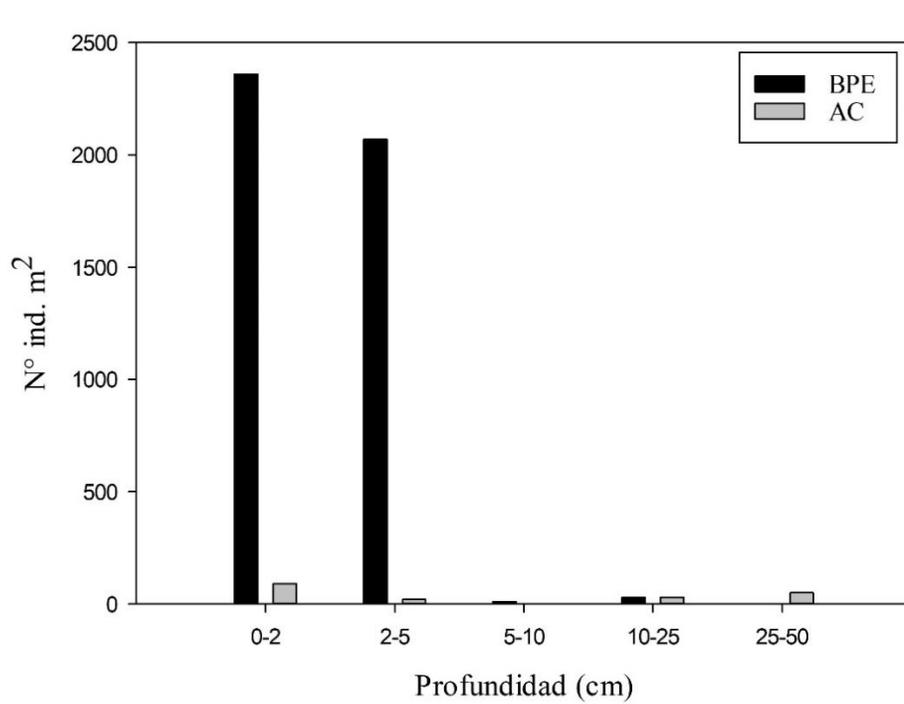
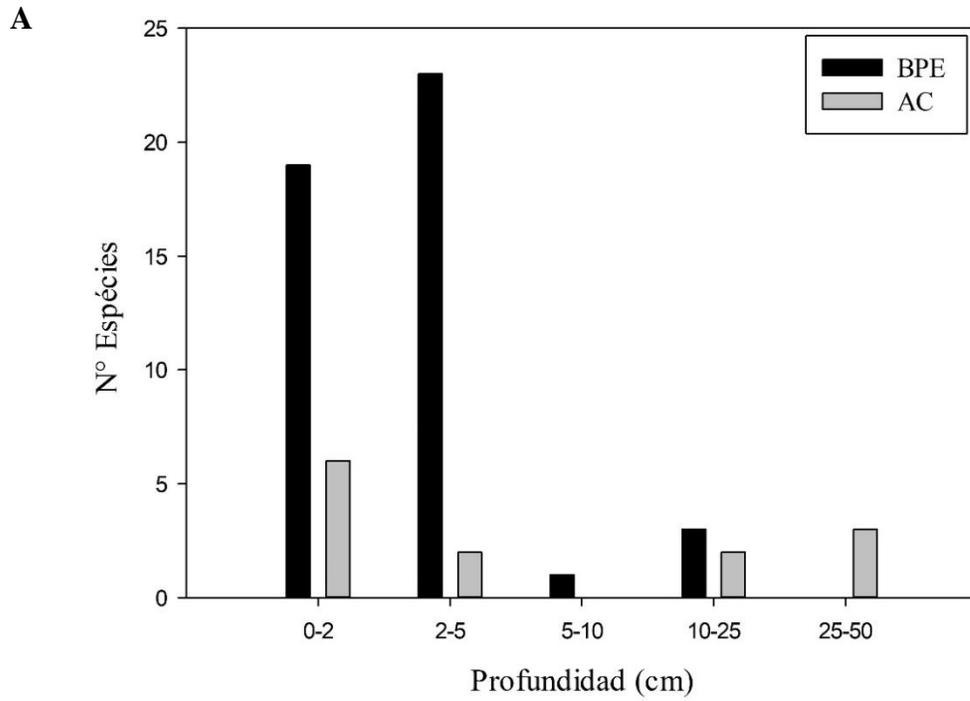


Figura 5. A: número de especies, B: número de individuos por metro cuadrado en los dos ecosistemas.

En el perfil del bosque de pino y encino se recolectaron especímenes en solo 4 de las 7 capas, las especies más abundantes en el estrato de los 0-2 cm fueron: *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* (34.7%= 820 ind/m²), *Pergalumna ecuadorensis* (17.4%= 410 ind/m²), *Galumna agueroi* (8.9%= 210 ind/m²), *Wallworkoppia cervifer* (7.6%= 180 ind/m²), *Pergalumna* sp. 1 (5.9%= 140 ind/m²), *Pergalumna boliviana* (5.9%= 140 ind/m²), *Adoribatella* sp. 1 (4.7%= 110 ind/m²), *Anachipteria* sp. 1 (4.2%= 100 ind/m²), *Solenozetes carinatus* (2.5%= 60 ind/m²), *Belbodamaeus (Epidamaeus) palaciosi* (2.5%= 60 ind/m²), las especies restantes (9) representan el 5.5% de la abundancia total= 120 ind/m². De los 2-5 cm las abundancias fueron dadas por las siguientes especies: *Wallworkoppia cervifer* (30.4%= 630 ind/m²), *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* (18.4%= 380 ind/m²), *Eremobelba zicsii* (16.9%= 350 ind/m²), *Pergalumna* sp. 1 (7.7%= 160 ind/m²), *Eremobelba piffli* (6.3%= 130 ind/m²), *Schalleria* sp. 1 (2.9%= 60 ind/m²), *Suctobelbella aokii* (2.4%= 50 ind/m²), *Belbodamaeus (Epidamaeus) palaciosi* (1.9%= 40 ind/m²), la abundancia de las especies restantes (15) equivale al 13%= 270 ind/m². De los 5 a 10 cm solo se encontró a *Suctobelbella aokii* 10 ind/m², mientras que de los 10 a 25 cm se encontró a *Nothrus biciliatus*, *Ramusella (Insculptoppia) merimna* y *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* con 10 ind/m² cada una (figura 6 y 7 A-D; anexo 5 y 6).

Por otra parte, en el aguacate convencional las especies que se presentaron de 0 a 2 cm fueron: *Scheloribates praeincisus acuticlava* (44.4%= 40 ind/m²), *Ramusella (Ramusella) sp. 1* (22.2%= 20 ind/m²), *Oppiella nova* (11.1 %= 10 ind/m²), *Arcoppia* sp. 1 (11.1 %= 10 ind/m²), *Galumna egregia* (11.1 %= 10 ind/m²), de 2 a 5 cm solo se presentó *Scheloribates praeincisus acuticlava* y *Belbodamaeus (Epidamaeus) palaciosi* con valores de igual proporción (50%= 10 ind/m²). De los 0 a 10 cm no se recolectaron individuos, pero, de los 10 a 25 cm se encontró a *Scheloribates elegans* (66.6 %= 20 ind/m²) y *Ramusella (Insculptoppia) merimna* (33.3 %= 10 ind/m²), finalmente entre los 25 y 50 cm se encontró a *Scheloribates elegans* (60 %= 30 ind/m²) y *Ramusella (Insculptoppia) merimna* (20 %= 10 ind/m²) y *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* (20%= 10 ind/m²).

En la Figura 8 se presenta el porcentaje de individuos de cada especie observado en cada profundidad del suelo BPE. *Solenozetes carinatus*, *Reticulocephus reticulatus*, *Gustavia* sp. 1, *Suctobelbella (Suctobelbella) singularis*, *Anachipteria* sp 1., *Adoribatella* sp. 1,

Lauritzenia minimicoma, *Pergalumna boliviana* y *Pergalumna (Pergalumna) ecuadorensis*, solo se observaron en los primeros 2 cm de suelo. Mientras que *Galumna (Galumna) agueri*, *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma*, *Belbodamaeus (Lanibelba) palaciosi*, *Galumna egregia*, *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus*, *Pergalumna* sp. 1, *Wallworkoppia cervifer*, *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus*, *Eremobelba piffli* y *Eremobelba zicsii* se extienden hasta los 5 cm. Un grupo de 10 especies fue registrado únicamente entre los 5 a 10 cm del suelo. *Suctobelbella (Flagrosuctobelba) aokii* se observó en poco porcentaje entre los 5 y los 10 cm, si bien se registraron 10 de 60 individuos en total, representa a la única especie registrada a esa profundidad en ese suelo. Por último, *Ramusella (Insculptoppia) merimna* y *Nothrus biciliatus* se observaron en igual proporción entre los 2 y 5 cm y entre los 10 y los 25 cm. En el caso del AC (figura 9) se observa un menor número de especies. De las especies *Ramusella (Ramusella)* sp. 1, *Oppiella nova*, *Arcoppia* sp. 1 y *Galumna egregia* el 100% de los individuos se observaron en los primeros 2 cm del perfil de suelo. Solo *Belbodamaeus (Lanibelba) palaciosi* y *Scheloribates praeincisus acuticlava* se encontraron de 2 a 5 cm de profundidad. La especie que se observó en diferente proporción entre 0 a 2 cm y de 2 a 5 cm fue *Scheloribates praeincisus acuticlava*, mostrando significativamente más proporción en los primeros 2 cm del suelo. Las especies *Scheloribates (Scheloribates) elegans* y *Ramusella (Insculptoppia) merimna* se encontraron tanto entre los 10 a 25 cm de profundidad como entre los 25 a 50 cm. Y *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* se observó únicamente a los 25 a 50 cm de profundidad.

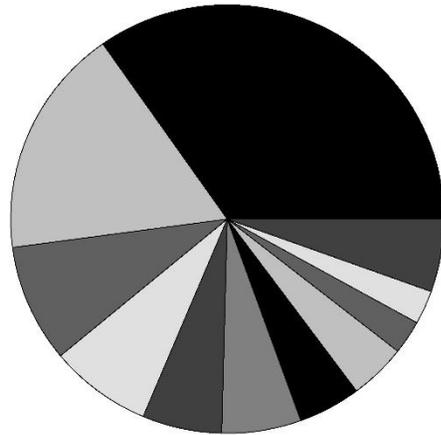
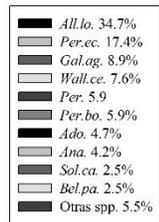
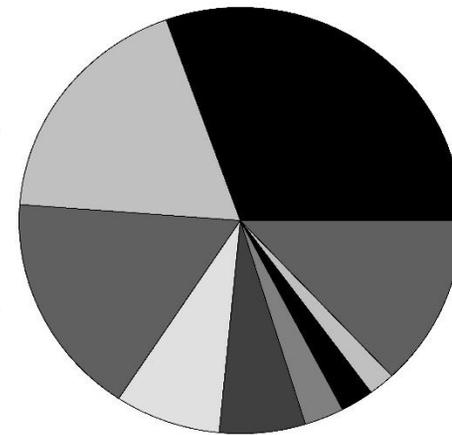
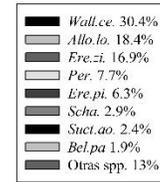
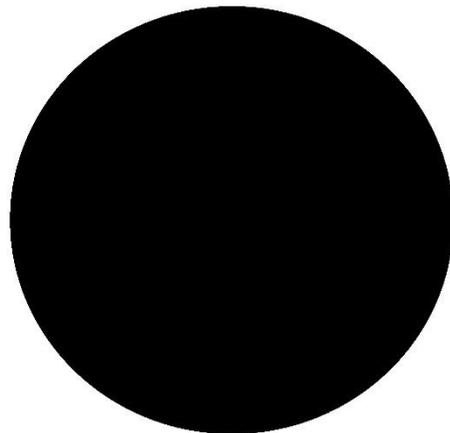
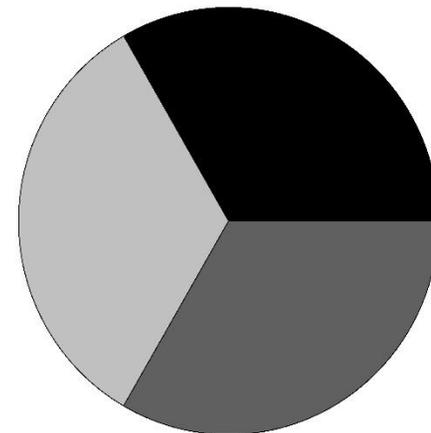
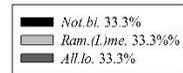
A**B****C****D**

Figura 6. Especies más abundantes a diferentes profundidades en el perfil del bosque de pino y encino. A: 0-2 cm, B: 2-5 cm, C: 5-10 cm, D: 10-25 cm.

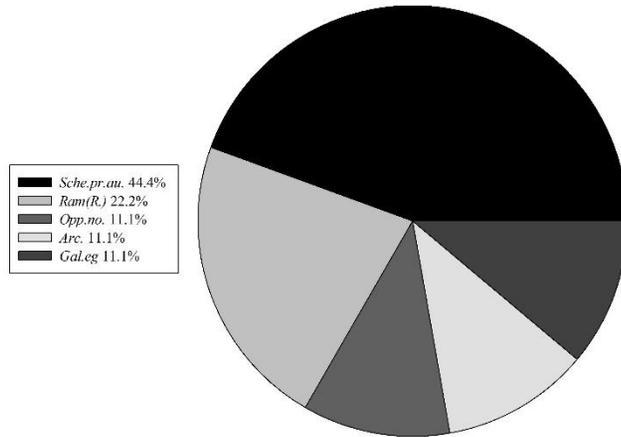
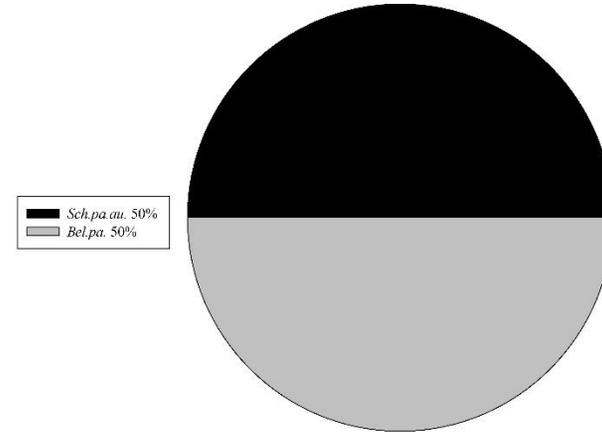
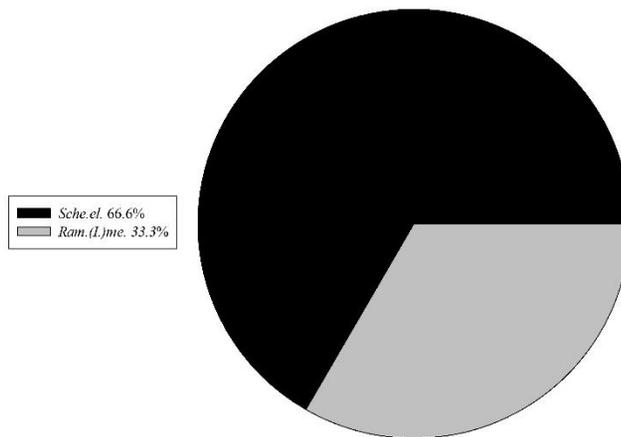
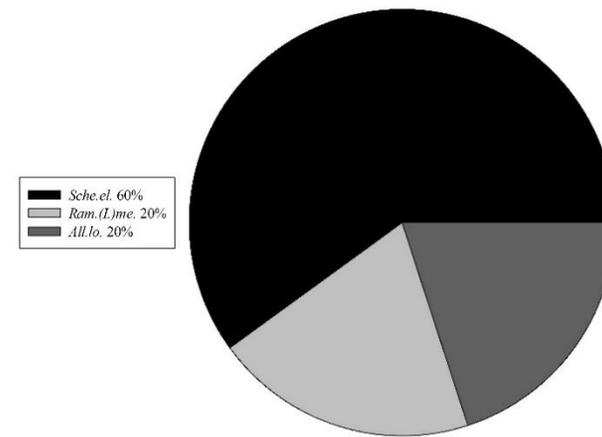
A**B****C****D**

Figura 7. Especies más abundantes a diferentes profundidades en el perfil del aguacate convencional. A: 0-2 cm, B: 2-5 cm, C: 10-25 cm, D: 25-50 cm.

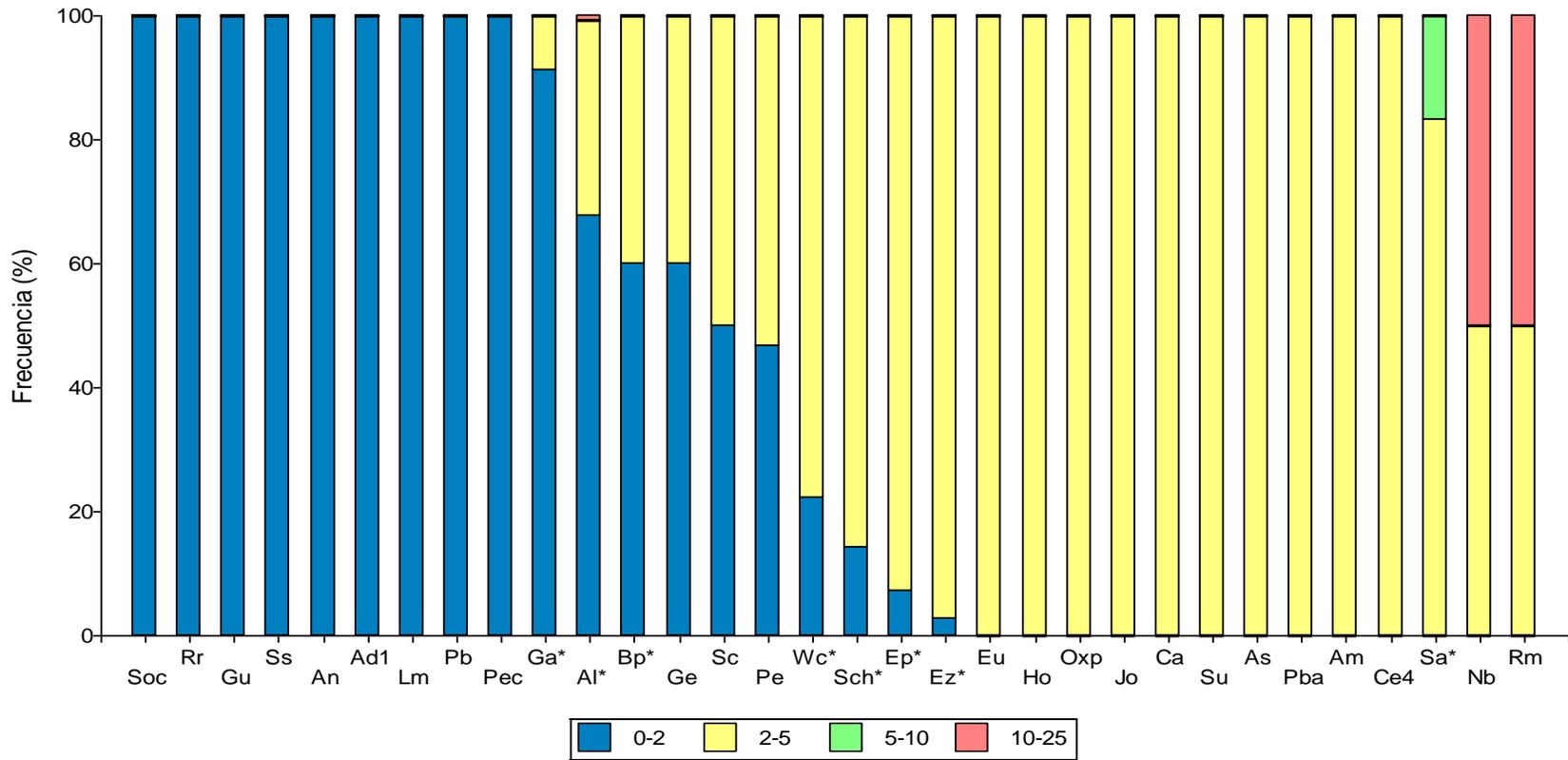


Figura 8. Frecuencia (abundancia) de individuos (%) de cada especie según la profundidad de suelo BPE observada. * Indica diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$) entre las frecuencias de individuos observada en cada profundidad

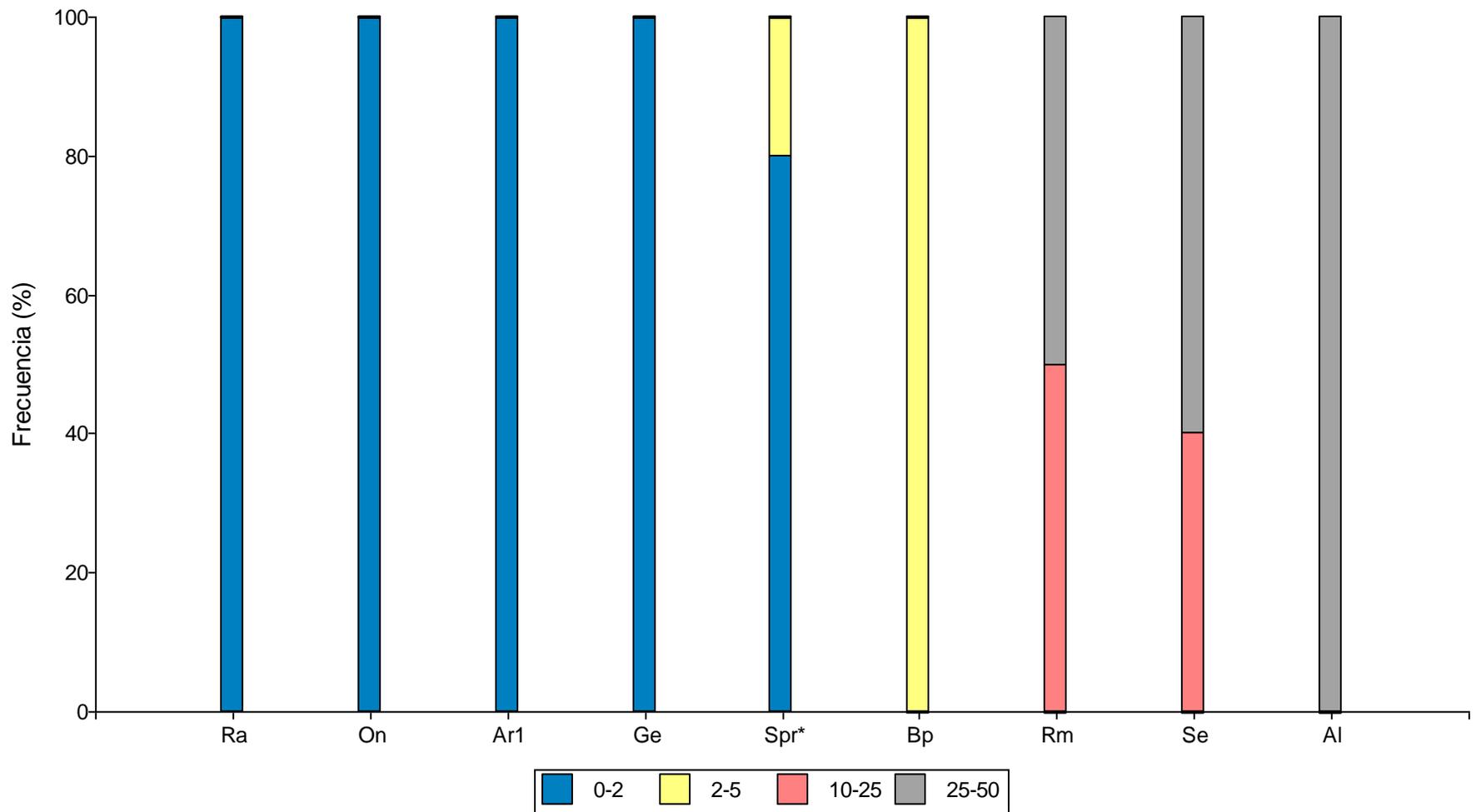


Figura 9. Frecuencia (abundancia) de individuos (%) de cada especie según la profundidad de suelo AC observada. * Indica diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$) entre las frecuencias de individuos observada en cada profundidad

3.3.4 Relación entre la profundidad del suelo y variables fisicoquímicas de suelo

En el suelo del ambiente BPE se encontró que el pH y la CE están correlacionados linealmente con la profundidad. El pH muestra un coeficiente de correlación positivo ($r=0,89$) es decir que a mayor profundidad mayor pH mientras que la CE ($r=-0,86$) es al inverso, a mayor profundidad, la CE es menor (Tabla 4). En el caso del suelo del ambiente AC se detectó correlación lineal estadísticamente significativa con en el contenido porcentual de limo. Ambas relaciones son positivas, es decir que, a mayor profundidad, mayor contenido porcentual de limo ($p<0,05$).

Cuadro 4. Coeficiente de correlación de Pearson (r) de la profundidad con las variables de suelo y el valor p de la prueba para cada ambiente

Variable	BPE		AC	
	r	p-valor	r	p-valor
pH	0,89*	0,0441	0,39	0,5113
CE	-0,86*	0,0631	-0,44	0,4539
CO	-0,65	0,2340	-0,7	0,1845
N	-0,76	0,1344	-0,75	0,1434
DR	0,69	0,1973	-0,15	0,8143
Arcilla	0,69	0,1987	0,22	0,7211
Limo	0,73	0,1608	0,89*	0,0407
Arena	-0,72	0,1660	-0,65	0,2316

3.3.5 Correlación de las especies en las diferentes profundidades y las propiedades físico químicas del suelo

Para el suelo del BPE, se encontró correlación lineal estadísticamente significativa ($p<0,10$) entre el pH y la CE con el número de individuos de *Belbodamaeus (Lanibelba) palaciosi*, *Galumna egregia*, *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* y *Pergalumna* sp. 1, también, entre la CE y *Allogalumna (Acrogalumna) longipluma* (tabla 5). La correlación del número de individuos de dichas especies con el pH fue negativa, es decir mientras el pH aumenta en número de individuos observado disminuye. En el caso de la CE fue positiva, mientras disminuye la correlación en el perfil del suelo en número de individuos registrado de esas especies también disminuye.

Cuadro 5. Coeficiente de correlación de Pearson (r) de la profundidad con las variables de suelo BPE y el valor p de la prueba para cada ambiente.

Variable	pH		CE	
	r	p-valor	r	p-valor
Ga	-0,59	0,2990	0,65	0,2341
Al	-0,78	0,1204	0,86*	0,0626
Bp	-0,84*	0,0740	0,92*	0,0261
Ge	-0,84*	0,0740	0,92*	0,0261
Sc	-0,87*	0,0534	0,95*	0,0126
Pe	-0,87*	0,0546	0,95*	0,0140
Wc	-0,72	0,1720	0,77	0,1250
Sch	-0,65	0,2333	0,70	0,1884
Ep	-0,60	0,2885	0,64	0,2466
Ez	-0,57	0,3209	0,60	0,2812
Sa	-0,58	0,3035	0,58	0,3083
Nb	0,01	0,9869	0,10	0,8790
Rm	0,01	0,9869	0,10	0,8790

En la figura 10 se muestra la variación de pH (A) y CE (B) junto con las abundancias de las especies que presentaron correlaciones significativas en cada profundidad de suelo. Con relación al pH, conforme los valores de esta propiedad aumentan el número de individuos de las especies seleccionadas disminuye, en contraste, la CE muestra una relación lineal con la abundancia de las especies seleccionadas, las cuales fluctúan en igual proporción. En el análisis de correspondencia se ilustra cómo se ordenan las especies en relación a las profundidades y ecosistemas (figura 11), BPE presenta la mayor diversidad y abundancia en los primeros 5 cm, *Arcoppia* sp. 1, *Ramusella (Insculptoppia) merimna*, *Scheloribates praeincisus acuticlava*, se muestran en Ac entre los 10-25 cm y *Scheloribates (Scheloribates) elegans* en los 25-50 cm.

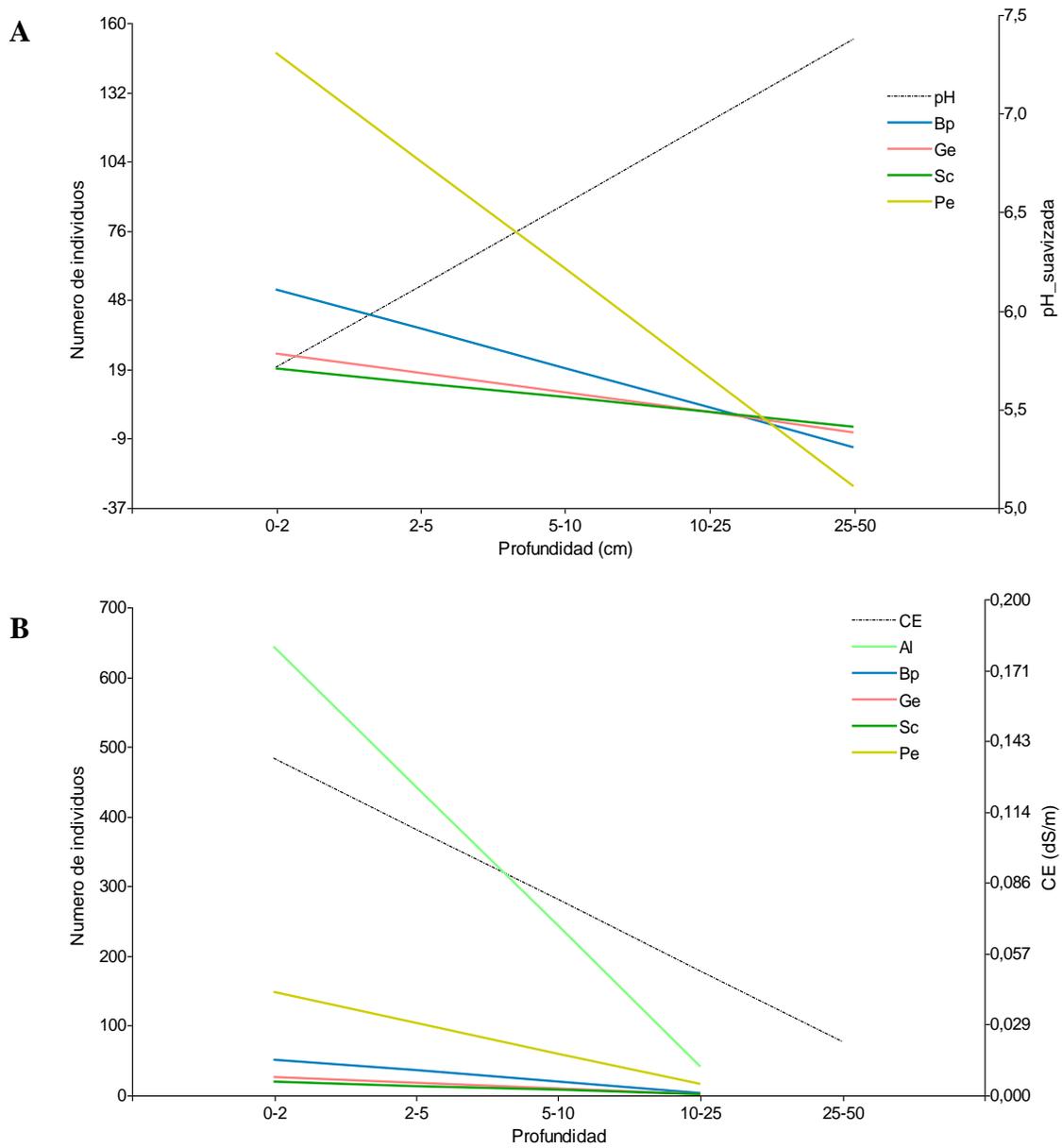


Figura 10. Tendencia lineal del número de individuos de las especies relacionadas con el pH (A) y la CE (B).

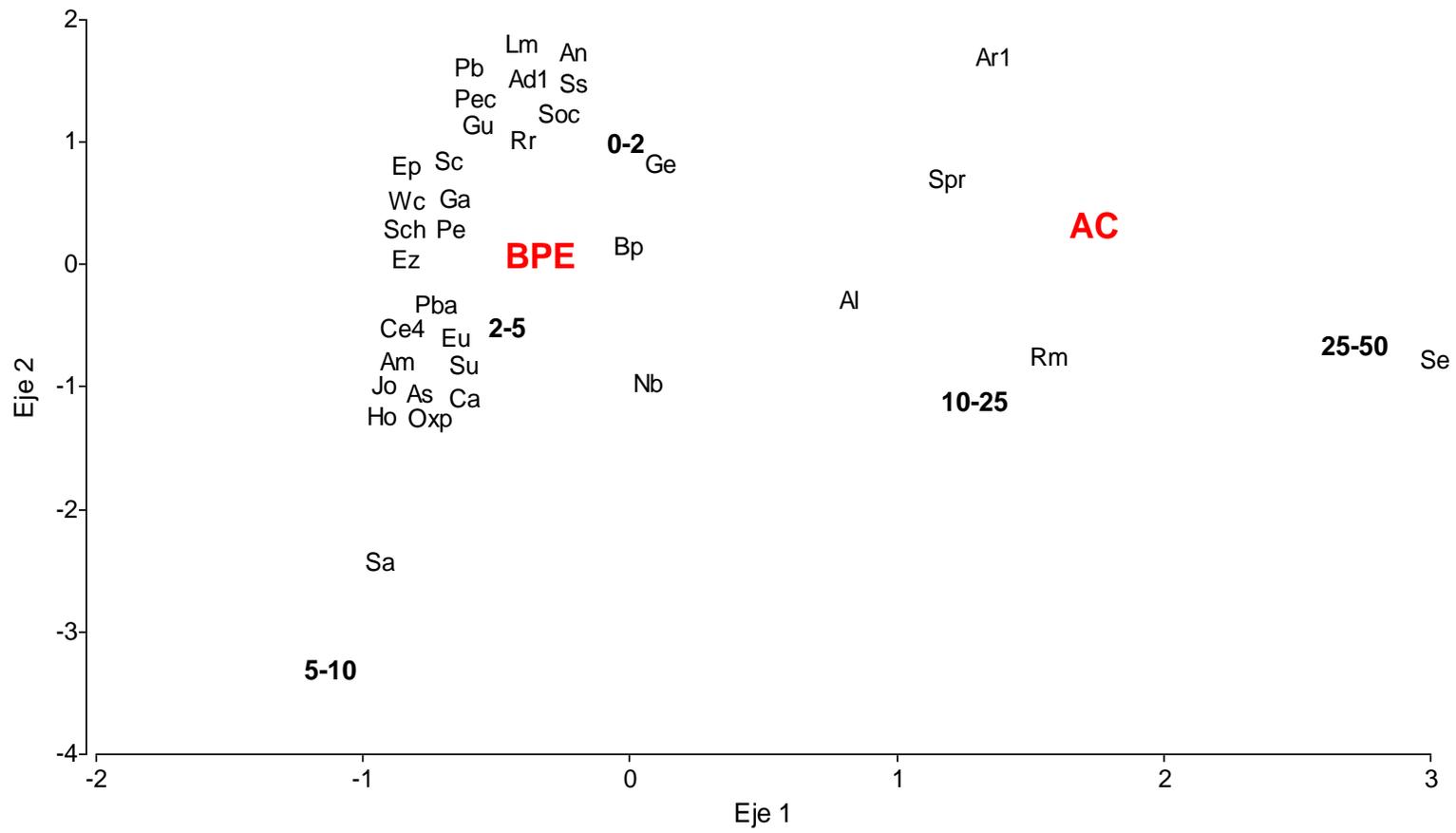


Figura 11. Análisis de correspondencia de las especies en las diferentes profundidades y ecosistemas.

3.4 DISCUSIÓN

El perfil de suelo del BPE muestra mayor cantidad de arena en su composición y un contenido de arcilla que se acrecienta proporcionalmente a la profundidad, estas características son muy propias de un Luvisol-Andosol (SEMARNAT, 2008). Por su parte en los suelos del AO y AC el suelo es oscuro en la superficie (figura 4), el contenido de arcilla es menor en la superficie y va aumentando conforme se profundiza más en el suelo, lo cual es equiparable a un suelo Andosol (FAO, 2009). Estos resultados concuerdan con el mapa de suelos de Michoacán (Secretaría de Programación y Presupuesto, n.d.).

Con respecto al pH en el BPE fluctúa entre ligeramente ácido (0-10 cm), neutro (10-75) y ligeramente ácido (75-100 cm), en las huertas de aguacate en cambio se muestra un pH neutro en los primeros 5 cm y ligeramente alcalino en los siguientes horizontes (USDA, 1999). En cambio, el porcentaje de carbono orgánico se reduce mientras la profundidad aumenta, (Mora *et al.*, 2016) mencionan que el pH es más ácido en los sitios donde la MO es alta, también, el pH tiende a aumentar gradualmente en las profundidades dado que el material parental de origen del suelo es rico en cationes. La conductividad eléctrica en los tres ecosistemas es baja, por lo que los suelos no son salinos y por consiguiente no generan afecciones al desarrollo de los cultivos en el caso de AO y AC. Evidentemente en estos últimos ecosistemas la CE es superior que en el BPE, que se debe a la adición de fertilizantes orgánicos y químicos al suelo, además, se puede explicar por el incremento de la densidad real y porcentaje de arcillas, que aumenta en proporción a la profundidad y puede llegar a dificultar el lavado de las sales de los estratos superiores (Jaurixje *et al.*, 2013; USDA, 1999; Vázquez *et al.*, 2013).

En relación a la distribución de la abundancia (ind/m²) y número de especies en el perfil de suelo, los valores más altos y contrastantes se encontraron en los primeros cinco centímetros del suelo. En el BPE la mayor diversidad de especies se encuentra de los 2-5 cm, mientras que en el AC se da entre de los 0 a 2 cm. En cuanto al número de individuos, la mayor abundancia se da en la primera capa del suelo. Las dos capas mencionadas se caracterizan por contar con material orgánico (O_{i-a}) en diferentes niveles de descomposición, > 40% de acículas de pino y encino visibles (O_i) y material con avanzado proceso de descomposición en BPE (O_e), en AC el material orgánico estaba mayormente descompuesto y en proceso de

humificación. Estos resultados se equiparan a los mostrados por (Fredes *et al.*, 2009; Fujikawa, 1970; Hansen y Coleman, 1998; Lehmitz *et al.*, 2012; Mitchell, 1978), quienes reportan altas abundancias y diversidad de especies en la superficie del suelo. Este comportamiento se debe específicamente a la función de los ácaros oribátidos como descomponedores de la materia orgánica (Murphy, 1955), quienes, en muchos casos, pueden consumir materia orgánica sin un avanzado proceso de descomposición, como las acículas de pino (Jacot, 1939; Spencer, 1951).

Si bien los ácaros oribátidos prefieren los estratos orgánicos del suelo (Urhan *et al.*, 2008), estos pueden distribuirse verticalmente en respuesta a la humedad del suelo y la presencia de raíces (Leetham y Milchunas, 1985), además, varias especies pequeñas de Oribatida pueden moverse verticalmente en el suelo a través de los macro y micro poros (Evans *et al.*, 1961; Haarlov, 1960; Holt, 1981).

Los ácaros oribátidos son altamente sensibles a cambios en las propiedades físicas y químicas del suelo (Socarras, 2013). Las especies *Belbodamaeus (Lanibelba) palaciosi*, *Galumna egregia*, *Scheloribates (Scheloribates) curvialatus* y *Pergalumna* sp. 1, mostraron correlaciones negativas con el pH, lo que indica que estas especies pueden tener cierta tendencia a la acidofilia, (Alamilla-pastrana *et al.*, 2014; Erdmann *et al.*, 2012) reportan relaciones similares entre el pH y algunas especies de Oribatida. No obstante, (Renberg y Hellberg, 1982) señala que un rango entre 5-5.7 se denomina como sub neutro, aunque es importante señalar que esta clasificación fue propuesta por investigadores de Diatomeas. En el trabajo realizado por (Van Straalen y Verhoef, 1997) se evaluó el comportamiento de especies de ácaros oribátidos a diversos niveles de pH, los resultados muestran que existen ciertas especies que presentan acidofilia o alcalinofilia, por lo que pueden ser utilizadas como bioindicadoras de esta propiedad del suelo.

3.5 LITERATURA CITADA

- Alamilla-pastrana, E., May-uicab, D., & Vázquez, M. (2014). Relación entre el contenido de materia orgánica y la riqueza y abundancia de los Ácaros Oribátidos en suelos de Cozumel, Quintana Roo, México. *Entomología Mexicana*, 1, 84–89.
- Erdmann, G., Scheu, S., & Maraun, M. (2012). Regional factors rather than forest type drive the community structure of soil living oribatid mites (Acari, Oribatida). *Experimental and Applied Acarology*, 57(2), 157–169. <https://doi.org/10.1007/s10493-012-9546-9>
- Evans, G. (1992). *Principles of acarology* (1st ed.). C.A.B International.
- Evans, G. O., Sheals, J. G., & Macfarlane, D. (1961). *The terrestrial Acari of the British Isles*. (1st ed.). Alden Pres.
- FAO. (2009). Guía para la descripción de suelos. In *Organización De Las Naciones Unidas Para La Agricultura Y La Alimentación* (4th ed.). FAO. file:///C:/Users/Alina Belen Ortiz/Downloads/a0541s00 (1).pdf
- Fredes, N., Martínez, P., Laborde, V., & Osterrieth, M. (2009). Microartrópodos como indicadores de disturbio antrópico en entisoles del área recreativa de Miramar, Argentina. *Ciencia Del Suelo*, 27(1), 89–101.
- Fujikawa, T. (1970). Relation between Oribatid Fauna an Some Environments of Nopporo National Forest in Hokkaido (Acari: Cryptostigmata). *Appl. Ent. Zool*, 5(2), 69–83.
- Ghilarov, M. (1963). On the interrelations between soil dwelling invertebrates and soil microorganisms. In I. Doeksen & J. Van Der Drift (Eds.), *Soil Organisms* (pp. 255–259). Proceedings.
- Haarlov, N. (1960). Microartropods from danish soils: Ecology, Phenology. *Oikos Suppl.*, 3, 1–176.
- Hansen, R. A., & Coleman, D. C. (1998). Litter complexity and composition are determinants of the diversity and species composition of oribatid mites (Acari: Oribatida) in litterbags. *Applied Soil Ecology*, 9(1–3), 17–23. [https://doi.org/10.1016/S0929-1393\(98\)00048-1](https://doi.org/10.1016/S0929-1393(98)00048-1)
- Holt, J. (1981). The vertical distribution of cryptostigmatic mites, soil organic matter and macroporosity in Three North Queensland Rainforest Soils. *Pedobiologia*, 22, 202–209.
- Jacot, A. (1939). Reduction of spruce and fir litter by minute animals. *Jour. For.*, 37, 858–860.
- Jaurixje, M., Torres, D., Mendoza, B., Henríquez, N., & Contreras, J. (2013). Propiedades Físicas y Químicas del Suelo y Su Relación con la Actividad Biológica Bajo Diferentes Manejos en la Zona de Quíbor, Estado Lara. *Bioagro*, 25(1), 47–56.

- Krantz, G. W. (2009). Habits and Habitats. In G. W. Krantz & D. Walter (Eds.), *A manual of acarology* (3rd ed., pp. 64–82). Texas Tech University Press.
- Leetham, J., & Milchunas, D. (1985). The composition and distribution of soil microarthropods in the shortgrass steppe in relation to soil water, root biomass, and grazing by cattle. *Pedobiologia*, 28(5), 311-325.
- Lehmitz, R., Russell, D., Hohberg, K., Christian, A., & Xylander, W. E. R. (2012). Active dispersal of oribatid mites into young soils. *Applied Soil Ecology*, 55, 10–19. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2011.12.003>
- Mitchell, M. (1978). Vertical and Horizontal Distributions of Oribatid Mites (Acari: Cryptostigmata) in an Aspen Woodland Soil. *Ecology*, 59(3), 516–525.
- Mora, J., Alcalá, M., & Rosas, M. (2016). Comportamiento de materia orgánica y pH con la profundidad del suelo. In *XIII encuentro Participación de la Mujer en la Ciencia* (p. 1).
- Murphy, P. (1955). *Ecology of the fauna of forest soils*. Soil Zoology.
- Norton, R. A., & Behan-Pellelier, V. (2009). Suborder Oribatida. In G. W. Krantz & D. E. Walter (Eds.), *A manual of acarology* (3rd ed., pp. 430–564). Texas Tech University Press.
- Perdue, J., & Crossley Jr, D. (1990). Vertical distribution of soil mites (Acari) in conventional and no-tillage agricultural systems. *Biol. Fertil. Soils*, 9, 135–138.
- Price, D. W. (1973). Abundance and vertical distribution of microarthropods in the surface layers of a California pine forest soil. *Hilgardia*, 42(4), 121–147.
- Renberg, I., & Hellberg, T. (1982). The pH history of lakes in Southwestern Sweden, as calculated from the subfossil diatom flora of the sediments. *Ambio*, 11, 30–33.
- Secretaría de Programación y Presupuesto. (n.d.). *Carta Edafológica Uruapan*. SPP.
- SEMARNAT. (2008). Suelos. In *Informe de la situación del medio ambiente en México* (2008th ed., pp. 120–154).
- Socarras, A. (2013). Soil mesofauna: biological indicator of soil quality. *Pastos y Forrajes*, 36(1), 5-13(Es), 14-21(En).
- Spencer, J. (1951). The role of acari in the decomposition of forest litter. *Unpublished Special Subject Report, Department of Forestry, University of Oxford*.
- Urhan, R., Katılmış, Y., & Kahveci, Ö. (2008). Vertical distribution of soil mites (Acari) in Dalaman (MUĞLAPROV.-TURKEY). *Mun. Ent. Zool.*, 3(1), 333–341.

USDA. (1999). *Guía para la Evaluación de la Calidad y Salud del Suelo*.

Van Straalen, N., & Verhoef, H. (1997). The Development of a Bioindicator System for Soil Acidity Based on Arthropod pH Preferences. *Journal of Applied Ecology*, 34, 217–232.

Vázquez, J., Reposo, G., Guecaimburú, J., Rojo, V., & Giacobone, C. (2013). Uso De Conductividad Electrica Del Suelo Para Determinar La Profundidad Al Horizonte Petrocalcico. In *Congreso Uruguayo de Suelos* (pp. 1–8).

CONCLUSIONES

Se determinaron 26 familias, 42 géneros y 70 especies, obteniendo 30 nuevos registros para el país y aumentando a 81 el número de registros para el estado de Michoacán.

El cambio del uso del suelo provoca una pérdida del 60 a 80% de la diversidad de especies de ácaros oribátidos.

Las buenas prácticas agrícolas como: preservación de la hojarasca, establecimiento de coberturas vivas y reducción de la mecanización del suelo, permiten recuperar la biodiversidad de ácaros Oribátidos sin que esto repercuta en la producción del cultivo.

Las especies encontradas muestran alta sensibilidad para ser bioindicadoras del nivel de perturbación de las propiedades del suelo y el grado de naturalidad del mismo.

Se establecieron en condiciones de laboratorio nueve especies de ácaros edáficos, de las cuales, ocho cursaron todo su ciclo biológico y se pudo obtener información importante de su biología y comportamiento.

El estudio de los perfiles indicó que la mayor abundancia se encontró en los estratos orgánicos del suelo y denota la importancia de la hojarasca como hábitat principal de los oribátidos.

El muestro anual y los perfiles indican una clara migración vertical en los estratos del suelo, que se asocia con las condiciones climáticas de cada estación.

ANEXOS

Anexo 1 Artropodofauna edáfica (N/ ind. m²) durante un año de muestreo (2019-2020) en los tres ecosistemas

Bosque de Pino y Encino (2019-2020)														
Taxa	Octubre	Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Total	
Subclase Collembola	50	440	60	130	50	410	750	1350	60	70	10	20	3400	
Orden Sarcoptiformes	Suborden Oribatida	100	300	250	100	140	1550	4510	5450	240	110	60	60	12870
	Cohorte Astigmatina	10	170	240	0	130	180	20	40	50	0	50	20	910
Orden Mesostigmata	20	40	140	30	30	260	630	330	30	20	30	10	1570	
Orden Trombidiformes	0	60	120	140	280	260	1020	1760	170	180	110	70	4170	
Otros artrópodos*	150	460	210	50	130	250	420	2130	160	270	120	40	4390	
Total	330	1470	1020	450	760	2910	7350	11060	710	650	380	220	27310	
Aguacate Orgánico (2019-2020)														
Taxa	Octubre	Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Total	
Subclase Collembola	80	70	90	120	60	330	190	590	210	60	100	30	1930	
Orden Sarcoptiformes	Suborden Oribatida	70	60	40	210	100	2660	2820	3180	1200	190	60	40	10630
	Cohorte Astigmatina	3410	1190	440	210	120	990	610	6070	1260	1550	90	710	16650
Orden Mesostigmata	50	70	40	90	80	220	90	510	170	40	0	0	1360	
Orden Trombidiformes	90	0	140	90	210	16820	3450	36820	2830	30	60	10	60550	
Otros artrópodos*	300	280	410	340	70	350	710	960	320	120	90	80	4030	
Total	4000	1670	1160	1060	640	21370	7870	48130	5990	1990	400	870	95150	
Aguacate Convencional (2019-2020)														
Taxa	Octubre	Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Total	
Subclase Collembola	180	600	190	1000	450	240	670	2930	160	370	150	50	6990	
Orden Sarcoptiformes	Suborden Oribatida	20	50	30	290	210	1640	150	1570	340	100	20	20	4440
	Cohorte Astigmatina	100	3800	730	1540	1540	1280	710	6020	1050	1650	2050	270	20740
Orden Mesostigmata	10	80	20	260	260	150	30	870	20	40	0	0	1740	
Orden Trombidiformes	40	250	170	250	660	8200	1280	23860	390	210	1350	150	36810	
Otros artrópodos*	110	200	240	220	140	1080	280	810	100	120	140	140	3580	
Total	460	4980	1380	3560	3260	12590	3120	36060	2060	2490	3710	630	74300	

Anexo 2: Listado de nuevos registros para el país.

N°	Especie
1	<i>Archoplophora rostralis</i> (Willmann, 1930) (<i>Phthiracarulus</i>)
2	<i>Mesoplophora</i> (<i>Mesoplophora</i>) <i>cubana</i> Călugăr y Vasiliu, 1977
3	<i>Euphthiracarus</i> (<i>Euphthiracarus</i>) <i>vesciculus</i> Niedbała, 2004
4	<i>Hoplophthiracarus</i> (<i>Hoplophthiracarus</i>) <i>kugohi</i> Aoki, 1959
5	<i>Nothrus oblongus</i> Hammer, 1961
6	<i>Solenozetes carinatus</i> (Hammer, 1961) (<i>Plasmobates</i>)
7	<i>Jacotella ornata</i> (Balogh et Csiszár, 1963) (<i>Allodamaeus</i>)
8	<i>Reticulocepheus reticulatus</i> (Sitnikova, 1979) (<i>Geocepheus</i>)
9	<i>Eremobelba zicsii</i> Balogh et Mahunka, 1969
10	<i>Ramusella</i> (<i>Ramusella</i>) <i>chulumaniensis</i> (Hammer, 1958) (<i>Oppia</i>)
11	<i>Arcoppia tripartita</i> (Hammer, 1961) (<i>Oppia</i>)
12	<i>Suctobelbella</i> (<i>Suctobelbella</i>) <i>pumila</i> Chinone, 2003 ?
13	<i>Suctobelbella</i> (<i>Suctobelbella</i>) <i>singularis</i> (Strenzke, 1950) (<i>Suctobelba</i>)
14	<i>Suctobelbella</i> (<i>Flagrosuctobelba</i>) <i>aokii</i> Chinone, 2003
15	<i>Rhynchoribates</i> (<i>Parhynchoribates</i>) <i>grandis</i> Hammer, 1961
16	<i>Cultrobates heterodactylus</i> Willmann, 1930
17	<i>Scheloribates</i> (<i>Scheloribates</i>) <i>curvialatus</i> Hammer, 1961
18	<i>Scheloribates</i> (<i>Scheloribates</i>) <i>huancayensis</i> Hammer, 1961
19	<i>Scheloribates</i> (<i>Scheloribates</i>) <i>pallidulus</i> (Koch, 1841) (<i>Zetes</i>)
20	<i>Scheloribates praeincisus acuticlava</i> Pérez-Íñigo et Baggio, 1986
21	<i>Protoribates</i> (<i>Protoribates</i>) <i>dentatus</i> (Berlese, 1883) (<i>Oribata</i>)
22	<i>Lauritzenia minimicoma</i> (Beck, 1964) (<i>Haplozetes</i>)
23	<i>Allogalumna</i> (<i>Acrogalumna</i>) <i>longipluma</i> (Berlese, 1904) (<i>Oribata elimata</i> l.)
24	<i>Galumna</i> (<i>Galumna</i>) <i>agueroi</i> P. Balogh, 1997
25	<i>Galumna</i> (<i>Galumna</i>) <i>egregia</i> Sellnick, 1923
26	<i>Galumna</i> (<i>Galumna</i>) <i>pusilla</i> Sellnick, 1923
27	<i>Pergalumna</i> (<i>Pergalumna</i>) <i>melloi</i> Pérez-Íñigo et Baggio, 1986
28	<i>Pergalumna</i> (<i>Pergalumna</i>) <i>boliviana</i> Ermilov, 2013
29	<i>Pergalumna</i> (<i>Pergalumna</i>) <i>brasiliensis</i> (Sellnick, 1923) (<i>Galumna</i>)
30	<i>Pergalumna</i> (<i>Pergalumna</i>) <i>ecuadorensis</i> Ermilov et Kalúz, 2012

Anexo 3 Coeficientes de correlación (r) entre el número de individuos de especies de interés observadas en un mes y las variables de suelo y clima evaluados en los tres ambientes muestreados

Variables/Especie	AC				AO				BPE			
	Tv	Sc	Pd	Ga	Tv	Sc	Pd	Ga	Tv	Sc	Al	Ga
pH	0,16	0,17	0,46	0,55*	0,32	0,39	0,2	0,25	-0,33	-0,23	-0,12	-0,17
C. E. (dS/m)	0,22	0,3	-0,04	-0,14	0,31	0,4	0,21	0,24	0,47	-0,03	0,03	0,01
C Orgánico (%)	0,19	0,25	0,35	0,38	0,42	0,48	0,21	0,33	-0,21	0,22	0,15	0,18
N (%)	0,23	0,32	0,23	0,18	-0,32	-0,33	-0,12	-0,25	-0,09	-0,1	-0,14	-0,12
Densidad real (g/cm³)	-0,22	-0,31	-0,04	0,08	0,24	0,3	0,16	0,19	-0,16	-0,01	0,06	0,03
Temperatura Media	0,29	0,3	-0,26	-0,49	0,2	0,16	0,07	0,28	0,18	0,55*	0,39	0,49
Temperatura Max	0,24	0,36	0,13	0,02	0,43	0,41	0,08	0,43	-0,18	0,51*	0,47	0,42
Temperatura Min	-0,04	-0,05	-0,55	-0,64**	-0,36	-0,36	-0,07	-0,26	0,38	0,01	0,01	0,04
Oscilación Térmica	0,15	0,21	0,55	0,59**	0,52*	0,51	0,1	0,43	-0,49	0,27	0,24	0,19
Humedad Promedio	-0,24	-0,12	-0,06	0,28	-0,12	-0,14	-0,14	-0,12	0,39	-0,82**	-0,64**	-0,64**
Humedad Máxima	-0,79**	-0,79**	0,05	0,14	-0,2	-0,68**	-0,97**	0,14	0,36	-0,84**	-0,73**	-0,66**
Humedad Mínima	0,08	0,2	0,02	0,27	0,15	0,21	0,15	0,08	0,42	-0,58**	-0,49	-0,46
Precipitación	-0,33	-0,37	-0,38	-0,29	-0,39	-0,47	-0,29	-0,3	0,71**	-0,4	-0,34	-0,32

*Correlación estadísticamente significativa $p < 0,10$

** Correlación estadísticamente significativa $p < 0,05$

Anexo 4: Datos climáticos mensuales de las estaciones cercanas a los puntos de muestreo.

Mes	Temperatura				Humedad Relativa			Precipitación
	Prom	Max	Min	Osc Term	Prom	Max	Min	
Oct	18.9	27	12.99	14.01	70.87	100	0	144.8
Nov	19.04	28.07	12.12	15.95	76.99	100	0	24.8
Dic	17.75	28.04	9.07	18.97	74.85	100	22.7	0.4
Ene	17.06	28.06	7.54	20.52	60.66	100	13.44	1.2
Feb	17.99	28.94	7.3	21.64	67.72	100	17.99	32.8
Mar	19.46	28.43	11.18	17.25	48.81	84.97	18.45	3.4
Abr	21.89	30.02	11.87	18.15	41.76	100	13.97	0
May	21.88	29.93	11.72	18.21	40.14	100	10.98	4.6
Jun	21.49	30.7	14.74	15.96	74.64	100	26.54	57.6
Jul	20.06	27.97	14.41	13.56	87.1	100	36.49	262.2
Ago	19.63	27.78	14.32	13.46	40.59	100	0	298.2
Sep	19.22	26.18	12.64	13.54	3.4	99.24	0	394.8

Anexo 5: Conteo de ácaros oribátidos en el perfil del Bosque de pino y encino

Especies	N° ind m ² /Profundidad (cm)				
	0-2	2-5	5-10	10-25	25-50
<i>Euphthiracarus</i> sp. 1	0	10	0	0	0
<i>Hoplophorella</i> sp. 1	0	10	0	0	0
<i>Nothrus biciliatus</i> C. L. Kock, 1844	0	10	0	10	0
<i>Solenozetes carinatus</i> (Hammer, 1961)	60	0	0	0	0
<i>Jacotella ornata</i> (Balogh et Csiszár, 1963) (<i>Allodamaeus</i>)	0	30	0	0	0
<i>Belbodamaeus</i> (<i>Epidamaeus</i>) <i>palaciosi</i> (Iglesias et Guzmán, 2012)	60	40	0	0	0
<i>Reticulocepheus reticulatus</i> (Sitnikova, 1979) (<i>Geocepheus</i>)	10	0	0	0	0
<i>Gustavia</i> sp. 1	20	0	0	0	0
<i>Eremobelba zicsii</i> Balogh et Mahunka, 1969	10	350	0	0	0
<i>Eremobelba piffli</i> Mahunka, 1985	10	130	0	0	0
<i>Ramusella</i> (<i>Insculptoppia</i>) <i>merimna</i> (Balogh et Mahunka, 1977)	0	10	0	10	0
<i>Pseudoamerioppia barrancensis</i> (Hammer, 1961)	0	30	0	0	0
<i>Wallworkoppia cervifer</i> (Mahunka, 1983)	180	630	0	0	0
<i>Oxyoppia</i> (<i>Oxyoppiella</i>) <i>polynesia</i> (Hammer, 1972) (<i>Oppiella</i>)	0	30	0	0	0
<i>Cheloppia americana</i> Mahunka, 1985	0	20	0	0	0
Suctobelbidae Jacot, 1938	0	10	0	0	0
<i>Allosuctobelba</i> sp. 1	0	10	0	0	0
<i>Suctobelbella aokii</i> Chinone, 2003	0	50	10	0	0

<i>Suctobelbella singularis</i> (Strenzke, 1950)	10	0	0	0	0
<i>Acaroceras similis</i> Balogh, 1962	0	30	0	0	0
<i>Schalleria</i> sp. 1	10	60	0	0	0
<i>Anachipteria</i> sp. 1	100	0	0	0	0
<i>Adoribatella</i> sp. 1	110	0	0	0	0
<i>Ceratozetes</i> sp. 4	0	10	0	0	0
<i>Scheloribates curvialatus</i> Hammer, 1961	20	20	0	0	0
<i>Lauritzenia minimicoma</i> (Beck, 1964) (<i>Haplozetes</i>)	10	0	0	0	0
<i>Allogalumna</i> (<i>Acrogalumna</i>) <i>longipluma</i> (Berlese, 1904)	820	380	0	10	0
<i>Galumna agueroi</i> Balogh, 1997	210	20	0	0	0
<i>Galumna egregia</i> Sellnick, 1923	30	20	0	0	0
<i>Pergalumna</i> sp. 1	140	160	0	0	0
<i>Pergalumna boliviana</i> Ermilov, 2013	140	0	0	0	0
<i>Pergalumna ecuadorensis</i> Ermilov et Kalúz, 2012	410	0	0	0	0
Total	2360	2070	10	30	0

Anexo 5: Conteo de ácaros oribátidos en el perfil del Aguacate convencional

Especies	N° ind m ² /Profundidad (cm)				
	0-2	2-5	5-10	10-25	25-50
<i>Belbodamaeus</i> (<i>Epidamaeus</i>) <i>palaciosi</i> (Iglesias et Guzmán, 2012)	0	10	0	0	0
<i>Ramusella</i> (<i>Ramusella</i>) sp. 1	20	0	0	0	0
<i>Ramusella</i> (<i>Insculptoppia</i>) <i>merimna</i> (Balogh et Mahunka, 1977)	0	0	0	10	10
<i>Oppiella nova</i> (Oudemans, 1902)	10	0	0	0	0
<i>Arcoppia</i> sp. 1	10	0	0	0	0
<i>Scheloribates elegans</i> Hammer, 1958	0	0	0	20	30
<i>Scheloribates praeincisus acuticlava</i> Pérez-Íñigo et Baggio, 1986	40	10	0	0	0
<i>Allogalumna</i> (<i>Acrogalumna</i>) <i>longipluma</i> (Berlese, 1904)	0	0	0	0	10
<i>Galumna egregia</i> Sellnick, 1923	10	0	0	0	0
Total	90	20	0	30	50