



Salud

Secretaría de Salud

CENAPRECE

CENTRO NACIONAL DE PROGRAMAS PREVENTIVOS
Y CONTROL DE ENFERMEDADES

Manual de Vigilancia Entomológica y Generalidades de los Vectores del Virus Oropouche (OROV)



SECRETARÍA DE SALUD

Centro Nacional de Programas Preventivos y

Control de Enfermedades

"One Marina Park", Marina Nacional 60, piso 1, Tacuba, Miguel Hidalgo, C.P. 11410, Ciudad de México.

La Secretaría de Salud pone a disposición de los usuarios información en su página www.gob.mx/salud/cenaprece

Manual de Vigilancia Entomológica y Generalidades de los Vectores del Virus Oropouche (OROV)

Primera Edición: enero, 2025

Se autoriza la reproducción parcial o total de la información contenida, siempre y cuando se cite la fuente.

Impreso y hecho en México

Directorio

Dr. David Kershenobich Stalnikowitz

Secretario de Salud

Dr. Ramiro López Elizalde

Subsecretario de Prevención y Promoción de la Salud

Dr. Rafael Ricardo Valdez Vázquez

Director General del Centro Nacional de Programas Preventivos
Y Control de Enfermedades (CENAPRECE)

Dr. Fabián Correa Morales

Director de Enfermedades Transmitidas por Vectores



Grupo de Trabajo

Secretaría de Salud/CENAPRECE

Dr. Fabián Correa Morales

Director de Enfermedades Transmitidas por Vectores

M.S.P. Francisco Eduardo Romero Contreras

Subdirector de Vectores

Lic. Greta Viridiana Rodríguez Suaste

Tecnologías de la Información

Lic. Orlando N. Valdivieso Meza

Diseño y Edición

Instituto de Diagnóstico y Referencia Epidemiológicos

M. C. Herón Huerta

Jefe del laboratorio de entomología médica

Universidad Autónoma de Yucatán

Dr. Pablo Manrique Saide

Asesores Externos

Biol. Eduardo Dávalos Becerril

M.C.B. José Jesús Ibarra López

Dr. Felipe Antonio Dzul Manzanilla

Índice

Tema	Página
1. Antecedentes del Virus Oropouche (OROV)	5
2. Generalidades de la enfermedad de Oropouche	6
2.1 Ciclo de transmisión del virus Oropouche (OROV).	7
3. Vectores de la enfermedad de Oropouche	8
3.1 Género <i>Culicoides</i>	9
3.1.1 Biología de los <i>Culicoides</i>	10
3.2 Género <i>Culex</i>	12
3.2.1 Biología de <i>Cx. quinquefasciatus</i>	15
4. Vigilancia Entomológica para vectores del OROV.	15
4.1 Métodos de colecta para <i>Culicoides</i> y <i>Culex</i>	16
4.2 Conservación y procesamiento del material entomológico	19
4.3 Actividades posteriores al estudio de campo	20
5. Indicadores Entomológicos	21
6. Prevención y control de los mosquitos vectores del OROV	24
7. Bibliografía	25

Manual de Vigilancia Entomológica y Generalidades de los Vectores del virus Oropouche (OROV)

1. Antecedentes del virus Oropouche (OROV)

El virus de Oropouche (OROV) es un patógeno del género *Orthobunyavirus*, la familia *Peribunyaviridae* y la especie *Orthobunyavirus oropoucheense* que se transmite a través de los artrópodos. Se aisló por primera vez en isla Trinidad (Trinidad y Tobago) en 1955 y en 1961 se notificó en varios casos clínicos durante una epidemia en Belém (Brasil) que afectó a cerca de 11,000 personas. En 1989 se detectó en pacientes febriles en Panamá. En 1992, Perú registró su primera epidemia en la ciudad de Iquitos. Más recientemente, la vigilancia epidemiológica ha permitido detectar la circulación del OROV en otros países de América del Sur, como Colombia, Ecuador y el Bolivia en el 2007 así como en Venezuela en el 2016.

Se han descrito brotes de infección por OROV principalmente en la zona amazónica de Brasil y Perú. Desde 1961 se han presentado más de 30 epidemias de infección por OROV en Brasil, todas ellas en la zona amazónica. La mayor ocurrió en la ciudad de Manaus en 1980, con 97 000 casos estimados, y entre 1961 y 1978 hubo siete epidemias urbanas en Pará. Se sospecha que la incidencia y la carga de la enfermedad están subestimadas debido a que su presentación clínica se asemeja a la de otras arbovirosis, como el dengue, el zika, la chikunguña y la fiebre amarilla.

Hasta Enero 2025, se han reportado 15,564 casos confirmados de Oropouche en doce países de la región de las Américas (figura 1), con Brasil registrando la mayoría de los casos (13,593 incluyendo dos defunciones). Otros países afectados incluyen Perú (930), Cuba (603), Bolivia (356), Colombia (74), Guyana (3), Ecuador (2), Barbados (2) y Panamá (1). Además, se han registrado casos importados en Estados Unidos (108 casos) y Canadá (1 caso), relacionados con viajes a países con transmisión. También, se han notificado 30 casos importados en Europa.



Figura 1. Países de América con transmisión de OROV. Casos autóctonos.

2. Generalidades de la enfermedad de Oropouche

Este virus causa, la fiebre de Oropouche, con un periodo de incubación que van desde los 4 a los 8 días, la cual se caracteriza por fiebre alta, dolor de cabeza intenso, fotofobia, dolores musculares y articulares, con una resolución generalmente en 2 a 3 semanas. En algunos casos, puede causar complicaciones más graves como meningitis o encefalitis. La recurrencia de los síntomas a menudo prolonga la enfermedad hasta 2 semanas.

La vigilancia actual del OROV se concentra en los métodos serológicos en seres humanos y en animales silvestres como los monos capuchinos, los monos aulladores, los perezosos de tres dedos y las aves silvestres de las familias *Formicariidae*, *Troglodytidae*, *Cuculidae*, *Fringillidae*, *Dendrocolaptidae*, *Tyrannidae*, *Vireonidae*, *Thraupidae* y *Pipridae*. Días et al. 2024 hallaron anticuerpos neutralizantes contra el OROV en ganado vacuno, perros y caballos, lo que sugiere un posible papel de los animales domésticos en la vigilancia de arbovirus enzoóticos.

2.1 Ciclo de transmisión del Virus Oropouche (OROV)

Este patógeno se mantiene en la naturaleza a través de dos ciclos de transmisión: el ciclo selvático y el ciclo urbano (figura 2).

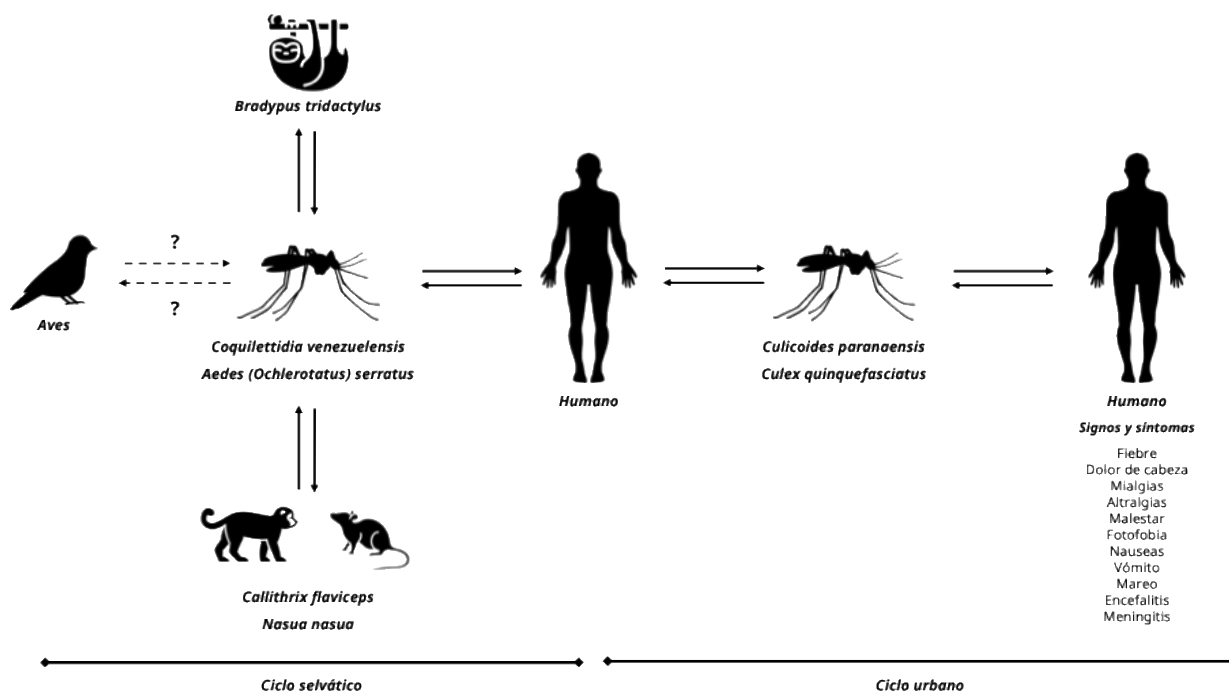


Figura 2. Ciclo de transmisión del OROV, modificado de Nunes, Marcio et al 2024.

En el ciclo selvático se encuentran involucrados mosquitos y hospederos vertebrados no humanos, incluidos posiblemente los perezosos de tres dedos (*Bradypus tridactylus*), ciertos primates no humanos (como el capuchino y el mono aullador) y hay evidencia de que algunas aves silvestres actúan como reservorios. Entre los mosquitos que se sospecha que tienen un papel en la transmisión selvática están los *Coquilleltidia venezuelensis* y los *Aedes (Ochlerotatus) serratus*.

El ciclo urbano se asocia generalmente con brotes de la enfermedad y el vector principal es la especie *Culicoides paraensis* (Diptera: *Ceratopogonidae*). Las epidemias de infección por OROV en la zona amazónica se han asociado a patrones estacionales, principalmente a la temporada de lluvias (de enero a junio), que es la época con la mayor densidad de poblaciones del vector *C. paraensis*. Los seres humanos son los principales huéspedes vertebrados en el ciclo urbano.

Esta especie se alimenta fácilmente de humanos tanto dentro como fuera de las casas. Las hembras infectadas de *C. paraensis* pueden transmitir el virus tan pronto como 4 a 6 días después de ingerir sangre.

Además de la especie *C. paraensis* hay informes de otras especies de mosquitos que pueden ser infectadas por el OROV, estudios recientes han demostrado que *C. insignis* también pudiera ser un vector potencial en la región Ucayali en Perú. Otras especies pero con poca competencia vectorial son: *Culex quinquefasciatus*, *Coquillettidia venezuelensis*, *Mansonia venezuelensis* y *Aedes (Ochlerotatus) serratus*. *C. paraensis* es el principal vector en Brasil y tiene una amplia distribución geográfica, que se extiende desde Argentina y Chile hasta Estados Unidos de América.

3. Vectores de la enfermedad de Oropouche

Los vectores del OROV en la región de las américas son principalmente insectos dípteros, del género *Culicoides*, pertenecientes a la familia ***Ceratopogonidae*** (figura 3), que incluye cuatro subfamilias (*Leptoconopinae*, *Forcipomyiinae*, *Dasyheleinae* y *Ceratopogoninae*), 123 géneros y 6,267 especies reconocidas. Con la excepción de *Dasyhelinae* (ninguna especie de esta familia se considera de importancia médica), cada subfamilia incluye especies que se alimentan de sangre de vertebrados.



Figura 3. Ejemplo de insectos dípteros de la familia *Ceratopogonidae*.

Esta familia tiene una amplia distribución en el mundo, con presencia en zonas intermareales hasta en alturas de 4,651 metros sobre el nivel del mar, como en la Laguna Huacracocha, en Perú. Los insectos de esta familia son conocidos popularmente en México como jejenes, en otros países son reconocidos como "brulôt- quemadores" (Canadá), "mosquitos de las 5pm" (Alabama y Florida), "moose flies- moscos alce" (Canadá), "maruins" (Brasil), "kuiki" (India), "makunagi y nukaka" (Japón), "nyung noi" (Laos), "agas y merutu" (Indonesia), "merotoe" (Sumatra), "no no" (Polinesia), "maruim, miruí, muruim, mosquitinho-do-mangue" (en portugués) y biting midges (en inglés).

Especies de solo cuatro géneros son conocidas que atacan a humanos y otros animales, siendo el género ***Culicoides*** el más importante, ya que incluye a la mayoría de especies que son vectores importantes de enfermedades en humanos y animales.

3.1 Género *Culicoides*

El género *Culicoides* incluye 1,399 especies, de las cuales 84 se han notificado en México y 301 en la zona neotropical. En América del Sur, se ha encontrado también en algunos países: 44 especies en Argentina, 151 en Brasil, 114 en Colombia, 53 en Ecuador, 18 en Bolivia, 31 en Perú y 81 en Venezuela.

Además, se han identificado otras especies de *Culicoides* que presentan un comportamiento antropofílico, como *C. batesi*, *C. benarrochei*, *C. debilipalpis*, *C. diversus*, *C. flavivenula*, *C. fluviatilis*, *C. foxi*, *C. fusipalpis*, *C. glabellus*, *C. ignacioi*, *C. insignis*, *C. leopondo*, *C. limai*, *C. lutzi*, *C. paraignacioi*, *C. paramaruim*, *C. peruvianus*, *C. pseudodiabolicus* y *C. pusillus*, que podrían intervenir en la transmisión del OROV, aunque esto debería verificarse con estudios de actividad, de capacidad y de competencia vectorial.

a) *Culicoides paraensis* (Goeldi, 1905)

Características diacríticas: celda M1 con 3 manchas pálidas; celda R3 con 4 manchas pálidas estrechamente separadas del margen del ala (figura 4 A).

Distribución en México: Chiapas, San Luis Potosí, Quintana Roo, Tabasco, Veracruz y Yucatán (figura 5).

b) *Culicoides insignis* (Lutz, 1913)

Características diacríticas: segunda celda radial principalmente con una mancha pálida. Vena r-m incluida en una mancha oscura (figura 4 B).

Distribución en México: Chiapas, Guerrero, Oaxaca, Tabasco, Veracruz y Yucatán.

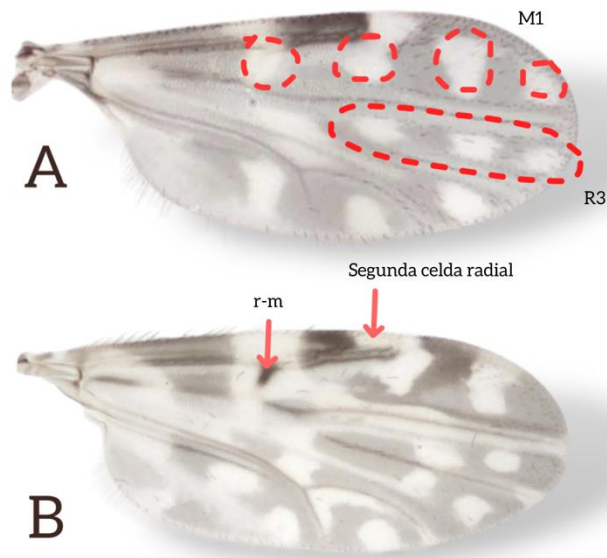


Figura 4. Venación de las alas de las hembras. a) *Culicoides paraensis*; b) *Culicoides insignis*.



Figura 5. Distribución de *Culicoides paraensis* en México.

3.1.1 Biología de los *Culicoides*

El ciclo de vida de los *Culicoides* (jejenes) está constituido por las fases de huevo, larva, pupa y adulto (ciclo completo u holometábolo). Los huevos son depositados en zonas húmedas con abundante materia orgánica o en huecos de árboles, estanques y aguas salobres, entre otros lugares.

El desarrollo de los cuatro estadios larvarios puede completarse en 14 días, en función de la temperatura y la calidad del sustrato. Los adultos alcanzan la madurez sexual entre 24 y 48 horas después de salir de la pupa y luego de la cópula y la ingesta sanguínea, la oviposición tiene lugar entre los 2 y los 4 días posteriores.

Las hembras adultas pueden desarrollar de tres a cuatro ciclos gonadotróficos a lo largo de su vida. La mayoría de las especies del género *Culicoides* son de actividad crepuscular, aunque algunas especies son exclusivamente nocturnas o diurnas. *C. deanei*, *C. batesi*, *C. insinuatus* y *C. paraensis* (figura 6) son ejemplos de especies diurnas vorazmente antropofílicas.

La distribución de estos insectos está influida por las condiciones climáticas locales (temperatura, humedad, viento, precipitaciones), los sustratos favorables para la oviposición y las características físicas del hábitat propicias para el desarrollo de los estadios inmaduros, generalmente materia vegetal en descomposición, estiércol y entornos fangosos y pantanosos.



Figura 6. Ilustración fiel de *C. paraensis* insecto transmisor del OROV.

La gran variedad de lugares de cría puede dividirse en tres categorías principales: 1) el ecotono de suelo saturado de agua entre hábitats acuáticos y terrestres, 2) estiércol fresco, 3) materia orgánica húmeda en descomposición.

Los estadios inmaduros de las especies de *Culicoides* suelen vivir en las capas superficiales del suelo (de 0 a 5 cm de profundidad), y rara vez se encuentran a más de 8 cm de profundidad.

Es importante tener en cuenta que la elección del lugar para el desarrollo del ciclo de vida puede diferir entre las distintas especies. Por ejemplo, *C. insignis* se puede criar en agua dulce y salobre, a cielo abierto y en manglares. *C. debilipalpis*, *C. pifanoi* y *C. poikilonotus*

prolifera en zonas de clima húmedo de la selva tropical, y *C. leopoldoi* se puede criar en los márgenes de acequias y pequeños arroyos de varios tipos. *C. marum* y *C. phlebotomus* se consideran especies de zonas costeras o litorales y *C. venezuelensis* presenta estadios inmaduros en hábitats acuáticos continentales cerca de los márgenes de los ríos en zonas de desbordamientos y con altas precipitaciones.

Las hembras requieren de una ingesta de sangre para el desarrollo de sus huevos. Sin embargo en algunas hembras autógenas al llegar a esta etapa ya traen los nutrientes obtenidos del desarrollo larvario, necesarios para el desarrollo de sus huevos durante el primer ciclo gonotrófico sin necesidad de alimentarse de sangre.

El desarrollo de los huevos usualmente requiere de 7 a 10 días pero puede ser de 2 a 3 días. Los huevos son ovipositados en lotes sobre el sustrato. El número de huevos por hembras varía de 30 a 450 o más, dependiendo de la especie y el tamaño de la ingesta de sangre. Las hembras autógenas tienden a producir menos huevos.

Los huevos son pequeños, alargados (250-500 micras de longitud) y tienen forma de banana, están cubiertos con diminutas proyecciones que aparentemente funcionan en la respiración. Son blancos cuando son depositados pero se van oscureciendo con el paso del tiempo. La eclosión del huevo ocurre de 2 a 7 días.

3.2 Género *Culex*

El género *Culex*, contiene 769 especies clasificadas en 26 subgéneros formalmente reconocidos, incluidos *Acalloemyia* (1 sp., Indo-Malaya), *Acalloyntrum* (8 spp., Australasia), *Aedius* (4 spp., Neotrópico), *Afroculus* (1 spp., Sudáfrica), *Allimanta* (1 sp., Argentina), *Anodiopora* (12 spp., Neotrópico), *Barraudio* (4 spp., Paleártico y Afrotrópico), *Belkinomyia* (1 sp., Colombia), *Carrollia* (18 spp., Neotrópico), *Culex* (200 spp., global), *Culicomyia* (54 spp., Afrotrópico, Oriente y Australasia), *Eumelanomyia* (77 spp., Afrotrópico, Oriente y Australasia), *Kitzmilleria* (1 sp., África), *Lasiosiphon* (1 sp., África, suroeste de Asia), *Lophoceraomyia* (112 spp., Oriente y Australasia), *Maillotia* (9 spp., África, Sudoeste de Asia), *Melanoconion* (160 spp., Neártico, Neotrópico), *Micraedes* (8 spp., Caribe), *Microculus* (33 spp., Neotrópico), *Neoculex* (26 spp., Neártico y Antiguo Mundo), *Nicaromyia* (1 sp., Cuba), *Oculeomyia* (19 spp., Afrotrópico, Paleártico, Oriente, Australasia), *Phenacomia* (3 spp., Neotrópico), *Phytotelmatomyia* (4 spp., Neotrópico), *Sirivanakarnius* (1 sp., Islas Bonin) y *Tinolestes* (3 spp., Nuevo Mundo), y siete especies permanecen sin ubicar.

Los adultos se alimentan de aves, reptiles, anfibios, mamíferos, y humanos. Las etapas inmaduras suelen ocupar hábitats de aguas subterráneas que pueden ser dulces, salobres, limpias o muy contaminadas. Algunas especies ocupan contenedores naturales, incluidos fitotelmas (ejemplo: huecos de árboles, huecos de rocas, axilas de hojas, brácteas de flores, bambú, plantas carnívoras, madrigueras de cangrejos, cáscaras de

frutas y espigas u hojas caídas). Los huevos generalmente se ponen en balsas. Muchas especies de *Culex* son de importancia en salud pública.

a) *Culex quinquefasciatus* (Say, 1823)

Es una especie cosmopolita del género *Culex*, es común encontrar a las hembras en el intradomicilio y los machos generalmente se localizan en la vegetación del peridomicilio. Las larvas se desarrollan en cuerpos de agua de tipo beta mesosaprobia (con elevada materia orgánica), y en agua oligosaprobia (limpia con baja cantidad de materia orgánica).

Estos mosquitos se encuentran presentes en todas las manchas urbanas y sus poblaciones aumentan en temporada de lluvias, proliferan cuando existen en los alrededores estanques, botes de basura grandes, alcantarillas, charcas subterráneas, zanjas, pozos de filtración agrícolas, tanques de almacenamiento de plantas de tratamiento de aguas residuales, lagos artificiales, y demás cuerpos de agua que se mantienen por más de 7 días y que no tienen un saneamiento.

Características diacríticas: Terguitos con bandas basales pálidas en forma de semi círculo (figura 7 A y C); escamas post espiraculares ausentes; probóscide sin banda pálida mediana distintiva (figura 7 B). Larva con la sedas 1-S generalmente con cuatro pares; sifón largo y sinuoso (figura 7 D).

Distribución en México: en todos los estados, municipios y localidades de México (figura 8).

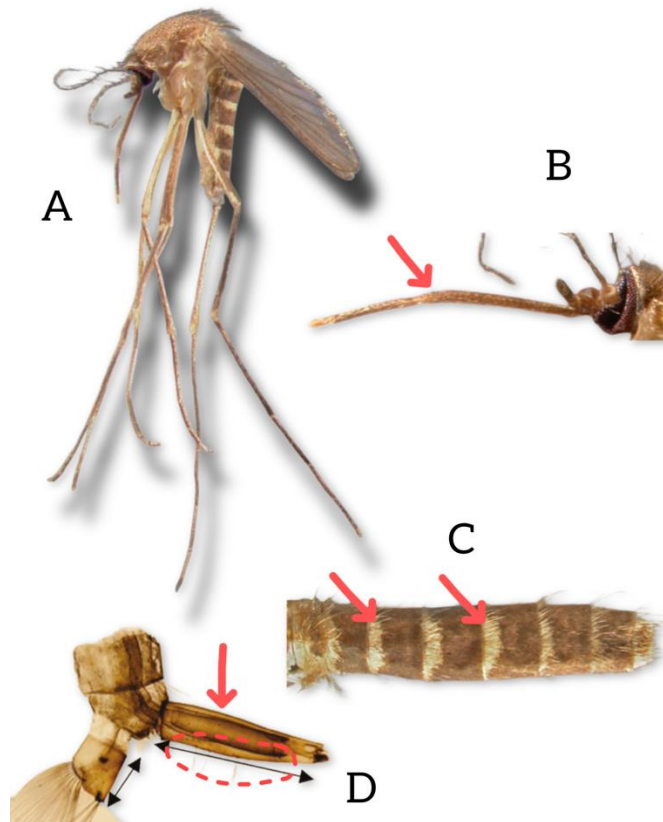


Figura 7. *Cx. quinquefasciatus*. A) Ejemplar hembra; B) probóscide; C) Abdomen en vista dorsal; D) Sifón de la larva de estadio IV.

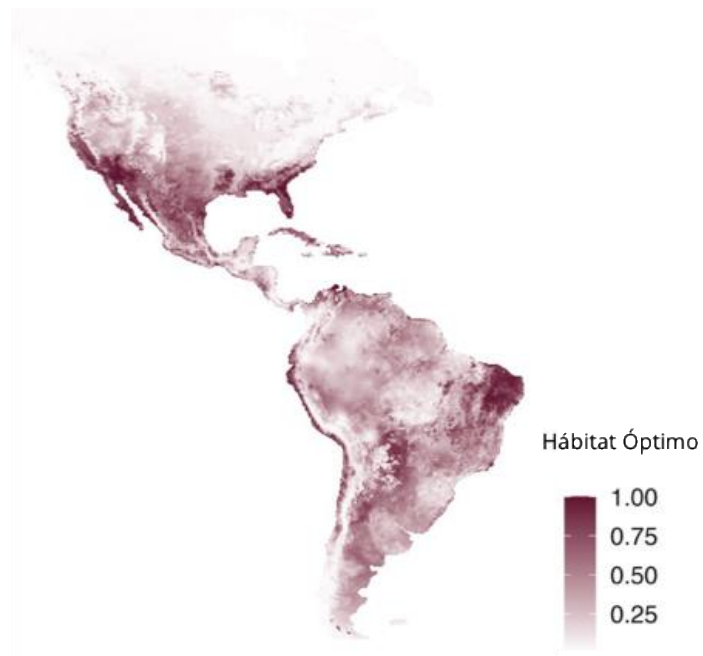


Figura 8. Distribución en el continente americano de *Cx. quinquefasciatus*

3.2.1 Biología de *Cx. quinquefasciatus*

Las hembras ponen huevos en balsas ovaladas (figura 9) ligeramente cementadas de unos 100 huevos, que normalmente eclosionan en 24 a 30 horas. Los huevos de *Cx. quinquefasciatus* no pueden resistir la desecación y morirán rápidamente si se pierde la fuente de agua.



Figura 9. Representación de la forma de balsa ovalada compuesta por huevos de *Cx. quinquefasciatus*.

Las larvas recién emergidas tardan de cinco a ocho días en completar su desarrollo. Al emerger, tanto los machos como las hembras toman sustancias azucaradas de las plantas. Las hembras de *Cx. quinquefasciatus* son autógenas y pueden poner su primera tanda de huevos sin ingerir sangre.

Es un especie predominantemente antropofílica, pero se alimenta de otros vertebrados de sangre caliente de manera oportunista, incluidas aves, animales domésticos y pequeños mamíferos. Las hembras se alimentan principalmente de noche, tanto en interiores como en exteriores, y se las ha encontrado descansando tanto dentro como fuera de los domicilios.

Esta especie se encuentra en cantidades mucho mayores en las áreas urbanas en comparación con las poblaciones rurales. En Brasil, la tasa de supervivencia de *Cx. quinquefasciatus* varía ampliamente entre diferentes poblaciones, lo que indica que la capacidad del vector también puede variar regionalmente.

4. Vigilancia Entomológica para vectores del OROV.

La vigilancia entomológica para los vectores del OROV consiste en la captura de ejemplares de *Culicoides* (jejenes) y mosquitos *Culex* para identificar las especies presentes en las zonas de riesgo de infección, registrar su presencia así como su distribución temporal y espacial, además de su comportamiento de picadura intradomiciliaria o peridomiciliaria y sus preferencias de alimentación.

En el caso de los *Culicoides*, debido al tamaño de los huevos, las larvas y las pupas y a la gran dificultad para precisar los criaderos, el estudio entomológico se realiza preferiblemente capturando los ejemplares adultos, para lo que se emplean diferentes

métodos de recolección. Para los mosquitos *Culex* se puede realizar colecta de hembras y de larvas de IV estadio.

A continuación, se indica la metodología a utilizar:

- a) **Reconocimiento geográfico de la zona:** permite ubicar y seleccionar los sitios adecuados para la recolección de los *Culicoides/Culex*, de acuerdo con los sitios existentes, como bosques primarios y bosques secundarios, bosques de galería, campamentos o viviendas, entre otros. Debe medirse la altura sobre el nivel del mar del lugar y registrarse la localización geográfica (coordenadas) del sitio de muestreo.
- b) **Selección de los sitios de muestreo:** considerando los entornos rurales, silvestres y urbanos, pueden ubicarse hasta tres sitios diferentes de acuerdo con la distancia de las viviendas. Se ha documentado que el alcance de dispersión de las hembras de *Culicoides* es de hasta 4 km; por lo tanto, los sitios de muestreo que se incluyan pueden llegar hasta esa distancia.
- **Sitio 1: extradomiciliario.** Se seleccionará un bosque primario o secundario y otra zona con vegetación que esté ubicada a una distancia mayor de 100 metros de las viviendas.
- **Sitio 2: peridomiciliario.** Se seleccionarán una o dos viviendas del lugar de estudio, preferiblemente de las que se hayan notificado personas con infección por OROV o caso contrario sospecha de la presencia del vector. En estas viviendas se realizará un muestreo en la parte exterior hasta una distancia de 20 metros, recolectando ejemplares en sitios como el patio, gallineros, corrales y establos, entre otros. Para la búsqueda de larvas de *Culex* se deben revisar todos cuerpo de agua presentes.
- **Sitio 3: intradomiciliario.** A pesar de que se ha notificado poca actividad de los jejenes dentro de las viviendas, en cada localidad se debe realizar este muestreo para verificar si se registra actividad de picaduras en el interior de las viviendas. También es importante revisar el intradomicilio debido a que las hembras de *Culex* se encuentran principalmente en el intradomicilio y anexos.

4.1 Métodos de colecta para *Culicoides* y *Culex*

Los ejemplares adultos para estos dos géneros se recolectan fácilmente con trampas de luz, que pueden tener distintas intensidades, ser de diferentes colores (blanca, ultravioleta, etc.) e incluir o no elementos atrayentes. En los sitios de reposo de los insectos se pueden usar aspiradoras eléctricas o trampas con cebo (para la metodología de cebo humano será necesario tener en cuenta la normativa existente).

Para asegurarse la cobertura de la mayor diversidad posible de *Culicoides/Culex*, se utilizan los siguientes métodos de muestreo que, en su conjunto, permiten subsanar las distintas deficiencias operativas que presentan.

- a) Aspiración directa en sitios de reposo:** Se revisan los árboles y la vegetación circundante durante el día (entre las ocho de la mañana y las cinco de la tarde), utilizando aspiradoras mecánicas (figura 10 A), tipo Entozooka, Backpack o Prokopack, para atrapar a los insectos que reposan durante esas horas. Este procedimiento tiene como ventaja que permite ampliar la captura y permite la recolección de individuos que no suelen ser atraídos por las trampas.

Para la aspiración en el área peridomiciliaria de un caso sospechoso de infección por OROV, se sugiere se comience en el patio trasero de la casa en dirección al frente, aspirando las paredes externas de la vivienda, regresando con la aspiración junto a la cerca o muro, y finalizando de manera cercana al punto de inicio.

Para la aspiración en el intradomicilio de un caso sospechoso de infección por OROV, se sugiere realizar la colecta en sentido de las manecillas del reloj iniciándose desde la puerta, revisando bajo las camas, mesas u otros muebles, rincones, sanitarios, bajo escaleras, dentro de objetos grandes, en ropa sucia, cortinas, etc.

- b) Trampa Shannon:** Este tipo de trampa consiste en una carpa blanca de 2 metros de altura por 2 metros por lado, que se ilumina internamente con una fuente de luz blanca (figura 10 B); los insectos llegan atraídos por la luz y son capturados a medida que se posan en las paredes.

La actividad con esta trampa es, en general, de las seis de la tarde a las nueve de la noche. Este procedimiento tiene como desventaja que utiliza por lo menos dos tipos de estímulos atractivos (luz y dióxido de carbono del colector). Como ventaja de este método es que se puede registrar más información en cada muestreo, como la humedad relativa en porcentaje y la temperatura ambiental en grados centígrados.

- c) Trampa CDC:** Consiste en un bombillo que funciona como elemento atrayente y un motor con ventilador que crea una corriente de aire para atraer a los insectos hacia a la trampa (figura 10 C). Estos quedan atrapados en una malla fina después de que los succione el ventilador. Se recomienda que los orificios de esta malla sean de dimensiones inferiores a 1,0 mm, pues el tamaño medio de la hembra de *Culicoides paraensis*, es de 1 a 1,5 mm.

Esta trampa se colocará durante dos o tres días mientras se realice el muestreo. Se recomienda instalarla a la misma altura (aproximadamente una altura de 1,5 m,

con cuidado de que no invadan las hormigas) y dejarla funcionar desde las cinco de la tarde hasta las seis de la mañana. La ventaja de este tipo de trampa es que permite el muestreo a lo largo de toda la noche.

En el cuadro 1 se indica un modelo para la instalación y recogida de las trampas en una actividad de tres capturas consecutivas por dos semanas.

Semanas	Lunes	Martes	Miércoles	Jueves	Viernes	Sábado	Domingo
1	i	r/i	r/i	r	-	-	-
2	i	r/i	r/i	r	-	-	-

Cuadro 1. Modelo para la instalación y la recogida de trampas en la zona de muestreo: i) instalación; r) recogida; r/i recogida por la mañana e instalación por la tarde.

- d) Las trampas tipo BG-Sentinel:** Consisten en un contenedor de tela plegable con una tapa blanca que tiene orificios en su abertura. El mecanismo de captura funciona aspirando el aire hacia la trampa a través de un tubo de captura negro, lo que atrae a los mosquitos hacia una bolsa de captura. Luego, el aire sale de la trampa a través de la tapa blanca, generando corrientes ascendentes similares a las de un cuerpo humano (figura 10 D).

Este tipo de trampa es una excelente herramienta de vigilancia cuando se combina con dióxido de carbono. Se puede adoptar la misma metodología de instalación y recogida descrita para las trampas tipo CDC.

- e) La trampa tipo “ Circle Mosquito Patter Trap”:** Consta de un ventilador de 280 mm de 1950r/min de velocidad, 12 frascos colectores dispuestos en una estructura rotatoria, tubo colector en forma de cono, un sensor de movimiento, tablero de programación, tres difusores de CO₂, foco de 12 V, tapa de protección contra hojarasca o lluvia y un resorte de cierre automático para frascos (figura 10 E). La trampa se conecta a una batería de 12 V/20amp.

Esta trampa se debe programar para encenderse de las seis de la tarde y apagarse a las seis de la mañana en un lapso de captura continua de doce horas, el personal responsable de las colectas debe llegar 15 minutos antes de la hora de apagado para realizar el cambio de frascos colectores y reiniciar el encendido de la trampa nuevamente de seis de la mañana a seis de la tarde y así sucesivamente hasta completar los tres días de muestreo.

- f) Colecta de larvas de IV estadio y pupas de *Culex*:** Se sugiere tomar una muestra de agua con un calador y con una pipeta pasteur, o bulbo extraer y transferir las larvas y pupas y dentro de bolsas whirl-pak o frascos con tapa hermética,

manteniéndolas dentro con la misma agua de los sitios de donde fueron colectadas, o colocarlas en tubos de plástico con alcohol al 75% (figura 10 F) .

Nota: Para la colecta de *Culicoides* se debe tomar en cuenta el uso de una malla de calibre adecuado en todos los métodos de colecta, con orificios que no permitan que el mosquito pueda liberarse o escapar, para los adultos de *Culex* no se requiere adecuar la malla de los equipos.



Figura 10. Métodos de colecta para *Culicoides* y *Culex*. A) Aspiración directa en sitios de reposo; B) trampa Shannon; C) trampa CDC; D) trampa BG Sentinel; E) trampa Circle Mosquito Patter Trap; F) Colecta directa de larvas de *Culex*.

4.2 Conservación y procesamiento del material entomológico

Los ejemplares de *Culicoides* recolectados mediante alguna de las técnicas descritas se pueden adormecer con algodón impregnado en alcohol a 70% o cloroformo y acondicionarlos en una hielera de unicel. Luego se colocan sobre una superficie blanca y, con la ayuda de un pincel humedecido en alcohol, se depositan en un tubo de ensayo que contenga alcohol al 70%. Los ejemplares recolectados deben almacenarse en diferentes tubos, de acuerdo con el sitio, la hora y el método de captura. En cada recipiente pueden conservarse hasta 30 ejemplares. Las muestras se remitirán al laboratorio de

entomología, donde se someterán a montaje e identificación de cada especie mediante el uso de claves taxonómicas de referencia disponibles en: *An atlas of wing photographs and a key to species of the genus Culicoides Latreille from Mexico (Diptera: Ceratopogonidae), including new records, new synonymy, two new species and new status of Culicoides neghmei Vargas and C. propinquus Macfie* (Huerta et al 2025).

Los ejemplares de *Culex* adultos recolectados mediante alguna de las técnicas descritas se deberán adormecer y sacrificarlos en red fría a -4°C. Los ejemplares serán separados y preservados en seco en una cajita de plástico (cajas de Petri), acondicionada con capa de algodón, seguida de una capa de papel tipo albanene o cebolla en ambas partes de la caja. El número de ejemplares a preservar dependerá del tamaño de la caja.

Las etiquetas deberán contener los datos de colecta completos y escritos a lápiz o con tinta indeleble en una etiqueta de papel blanco o albanene, con los siguientes datos: **estado, municipio, localidad, dirección, sitio de colecta, fecha de colecta y colector.**

Para las larvas de IV estadio de *Culex* que serán enviadas al laboratorio deberán ser preservadas en alcohol etílico al 75%. Las larvas de 1er a 3er estadio no son adecuadas para la identificación taxonómica, debido a que no presentan la quetotaxia completa. La cantidad de larvas por tubo deberá ser máximo 10 larvas de cuarto estadio por tubo o frasco (preferentemente de plástico con tapa de rosca).

La etiqueta de colecta deberá tener los datos completos y escritos a lápiz o con tinta indeleble en una etiqueta de papel blanco o albanene, con los siguiente datos: **estado, municipio, localidad, dirección, sitio de colecta, fecha de colecta y colector.**

Cuando se desee obtener adultos recién emergidos para realización de colonias y otros estudios, las larvas de IV estadio de *Culex* deberán ser enviadas a la unidad entomológica vivas en las bolsas tipo whirl-pak o en frascos herméticos para que emerjan los adultos en condiciones controladas, los datos de colecta deberán estar completos.

Cuando se desee realizar pruebas de infección en los *Culicoides/Culex*, la totalidad de los ejemplares capturados debe transportarse temperatura -2°C o en RNAlater® para su posterior análisis en el laboratorio de biología molecular.

4.3 Actividades posteriores al estudio de campo

Se elaborará un informe final del estudio, en el que se consignará la información básica sobre la zona de transmisión. Dicha información incluirá el análisis de las características geográficas, ecológicas y sociales, así como otros factores de riesgo para el OROV en la zona, además del informe del estudio entomológico.

Para la protección del personal de campo que realiza las colectas entomológicas, se recomienda el uso de repelentes (DEET, IR3535 o icaridina). Se pueden aplicar sobre la piel expuesta o sobre la ropa, siguiendo estrictamente las instrucciones de la etiqueta del producto. También se puede utilizar ropa protectora durante las horas del crepúsculo y cuando se ingrese a la selva. Además, es importante hacer la gestión ambiental siempre que sea posible, como en el caso de *C. paraensis*, que está estrechamente relacionado con los cambios ambientales, principalmente debido a algunos cultivos como el plátano, café, chicle, etc.

5. Indicadores entomológicos

Para conocer la magnitud de la infestación por *Culicoides/Culex* en las zonas intradomiciliarias, peridomiciliarias y extradomiciliarias se pueden emplear indicadores entomológicos básicos que permiten obtener esa medición. Se propone emplear los siguientes indicadores:

a) Indicadores para *Culicoides*:

1. **Índice de infestación domiciliaria:** número de viviendas con *Culicoides* sobre número de viviendas muestreadas por 100.

Interpretación: porcentaje de viviendas infestadas por *Culicoides*.

2. **Índice de infestación domiciliaria (área intradomiciliar):** número de viviendas (área intradomiciliar) con *Culicoides* sobre número de viviendas muestreadas por 100.

Interpretación: porcentaje de viviendas infestadas por *Culicoides* en el intradomicilio.

3. **Índice de infestación domiciliaria (área peridomiciliar):** número de viviendas (área peridomiciliar) con *Culicoides* sobre número de viviendas muestreadas por 100.

Interpretación: porcentaje de viviendas infestadas por *Culicoides* en el peridomicilio.

4. **Índice de densidad vectorial:** número de *Culicoides* capturados sobre número de viviendas muestreadas.

Interpretación: Promedio de *Culicoides* encontrados por vivienda inspeccionada.

5. **Índice de dispersión:** número de localidades (o barrios) positivas a *Culicoides* sobre número total de localidades (o barrios) inspeccionados por 100.

Interpretación: porcentaje de localidades infestadas por *Culicoides*.

b) Indicadores para *Cx. quinquefasciatus*:

- 6. Índice de infestación domiciliaria:** número de viviendas con *Culex* sobre número de viviendas muestreadas por 100.

Interpretación: porcentaje de viviendas infestadas por *Culex*.

- 7. Índice de infestación domiciliaria (área intradomiciliar):** número de viviendas (área intradomiciliar) con *Culex* sobre número de viviendas muestreadas por 100.

Interpretación: porcentaje de viviendas infestadas por *Culex* en el intradomicilio.

- 8. Índice de infestación domiciliaria (área peridomiciliar):** número de viviendas (área peridomiciliar) con *Culex* sobre número de viviendas muestreadas por 100.

Interpretación: porcentaje de viviendas infestadas con *Culex* en el peridomicilio.

- 9. Índice de densidad vectorial:** número de *Culex* capturados sobre número de viviendas muestreadas.

Interpretación: Promedio de *Culex* encontrados por vivienda inspeccionada.

- 10. Índice de dispersión:** número de localidades (o barrios) positivas sobre número total de localidades (o barrios) inspeccionados por 100.

Interpretación: porcentaje de localidades infestada por *Culex*.

A continuación, se resume los métodos de colecta a utilizar de acuerdo con las áreas de estudio y su descripción y con la especie que se vaya a muestrear, los indicadores entomológicos a emplear para expresar los diferentes valores de infestación, densidad vectorial y dispersión y las medidas de prevención y control mas recomendables de acuerdo al área de estudio:

Área de estudio	Descripción de la zona	Método De colecta <i>Culicoides</i>	Método de colecta <i>Culex</i>	Indicador Entomologico	Medidas de prevención o control
Extradomiciliario	Bosques primarios o secundarios y otras zonas con vegetación ubicadas a una distancia mayor de 100m de las viviendas.	A, B, C, D,E	A, F	5, 10	Uso de repelentes y ropa protectora durante las horas del crepúsculo y cuando se ingrese a la selva.
Peridomiciliario	Sitios como solares, patios, corredores, gallineros, corrales y establos, entre otros.	A, B, C, D, E	A, F	1, 3, 4, 5, 6, 8, 9, 10	* Uso de repelentes y ropa protectora * Rociado con insecticidas de acción residual sobre las paredes internas y externas de estos sitios *Termonebulización.
Intradomiciliario	Viviendas, escuelas y establecimientos de salud, entre otros	A, D	A, F	1, 2, 4, 5, 6, 7, 9, 10	* Uso de repelentes y ropa protectora * Rociado con insecticidas de acción residual en las paredes internas y externas * Pabellón o redes para mosquitos impregnados con piretroides.

Cuadro 2. Resumen de los métodos de colecta para *Culicoides/Culex*; indicadores entomológicos y medidas de prevención y control de acuerdo a las áreas de estudio.

6. Prevención y control de los mosquitos vectores del OROV.

Con la información recopilada en el estudio de campo, se establecieron las medidas a implementar para el control de los vectores, todo esto bajo el enfoque del Manejo Integrado de los Vectores (MIV), siempre considerando las características de la zona estudiada.

En general, los larvicidas no han sido eficaces para reducir las poblaciones de los *Culicoides* pero sí para *Culex*. A menudo los lugares de reproducción de *Culicoides* no son fáciles de localizar y pueden estar tan dispersos que no resulta práctico aplicar insecticidas para matar los estadios inmaduros.

En algunas situaciones, las modificaciones del hábitat pueden reducir los sitios de reproducción al llenar áreas bajas, construir diques y regular los niveles de agua para impedir la reproducción y el desarrollo de las larvas. La eliminación de abrevaderos con filtraciones de agua en o alrededor de las fallas ganaderas puede relentizar la reproducción de especies importantes como *C. sonorensis*, *C. varipennis* y *Culex*.

En el intradomicilio, los insecticidas con acción residual aplicados con técnicas de rociado intradomiciliario se han utilizado con éxito limitado para suprimir a las poblaciones adultas, estos insecticidas también pueden ser usados para el rociado de paredes externas y establos, otras medidas a utilizar en el intradomicilio para evitar el contacto con el ser humano se pueden utilizar mallas mosquiteras o pabellones impregnados con insecticidas. La protección individual de los seres humanos es a menudo el único medio práctico para disuadir las picaduras de los mosquitos ceratopogónidos.

Los animales como los caballos pueden permanecer en establos por la noche para protegerlos de especies que no entran fácilmente en los edificios y refugios para alimentarse. Se ha demostrado que el tratamiento de superficies de descanso, como las paredes y los techos de los refugios para animales con insecticidas residuales reduce el número de ciertas especies de *Culicoides/Culex*.

Para el control peridomiciliario generalmente se utilizan adulticidas aplicados a ultrabajo volumen (UBV) en forma de niebla (termonebulización) en las horas de la tarde, cuando los insectos están más activos. En las zonas costeras donde los problemas pueden ser especialmente graves, las aplicaciones aéreas de formulaciones de insecticidas de ultrabajo volumen en las marismas que bordean las zonas pobladas pueden proporcionar cierto alivio.

7. Bibliografía

1. Alarcón Ormaza J., & Alarcon Alvarado. Introducción a la entomología médica. 2021. Universidad Catolica De Santiago De Guay.
2. Castro M. C y Lima- Neto S., 2024. Unprecedented spread and genética evolution of the Oropuche virus. Doi: <https://doi.org/10.1038/s41591-024-03336-5>.
3. Dias HG, Familiar-Macedo D, Garrido IO, Dos Santos FB, Pauvolid-Corrêa A. Exposure of domestic animals to Mayaro and Oropouche viruses in urban and peri-urban areas of West-Central Brazil. One Health Outlook. 2024 Jul 1;6(1):12.
4. Guagliardo S. A., et al. 2024.Reemergence of Oropouche virus in the Americas and risk for spread in the United States and its territories. Emerging infectious diseases, 30: 11.
5. Hoch A. L., et al. 1990. Host seeking behavior and seasonal abundance of *Culicoides paraensis* (Diptera- Ceratopogonidae) in Brazil. Journal of the american mosquito control association, 6: 1.
6. Huerta H, Spinelli GR. New records of the predaceous midge genus *Palpomyia* from Mexico, with a new species in the *Palpomyia distincta* group (Diptera: Ceratopogonidae). Zootaxa. 2021 Aug 13;5020(3):550-560. doi: 10.11646/zootaxa.5020.3.6.
7. Huerta H, Navarrete-Carballo J, Rodríguez-Rojas J, Correa-Morales F, Manrique-Saide P. New records of culicoides (haematomyidium) paraensis and a key to adult culicoides from Yucatan Peninsula, Mexico. J Am Mosq Control Assoc. 2024 Dec 1;40(4):198-202. doi: 10.2987/24-7185.
8. Huerta H. et al. 2025. An atlas of wing photographs and a key to species of the genus *Culicoides Latreille* from Mexico (Diptera: *Ceratopogonidae*), including new records, new synonymy, two new species and new status of *Culicoides neghmei Vargas* and *C. propinquus Macfie*. Zootaxa. Vol. 5566 No. 1: 7.
9. Martins-Filho PR, Soares-Neto RF, de Oliveira-Júnior JM, Alves Dos Santos C. The underdiagnosed threat of oropouche fever amidst dengue epidemics in Brazil. Lancet Reg Health Am. 2024 Mar 19;32:100718. doi: 10.1016/j.lana.2024.100718.
10. Mellor PS, Boorman J, Baylis M. *Culicoides* biting midges: their role as arbovirus vectors. Annu Rev Entomol. 2000;45:307-40. doi: 10.1146/annurev.ento.45.1.307. PMID: 10761580.
11. Ministerio de Salud de Brasil. 2025. Ministério da Saúde lança primeira ilustração fiel de inseto transmissor de Oropouche. Disponible en: <https://www.gov.br/saude/pt-br/assuntos/noticias/2025/janeiro/ministerio-da-saude-lanca-primeira-ilustracao-fiel-de-inseto-transmissor-de-oropouche>.



12. National Center for Emerging and Zoonotic Infectious Diseases (NCEZID). 2024. Ciclo de vida de los mosquitos *Culex*. Disponible en: <https://www.cdc.gov/mosquitoes/es/about-mosquito-bites/ciclo-de-vida-de-los-mosquitos-culex.html>.
13. Nunes, Marcio & Vasconcelos, H.B. & Medeiros, D.B.A.. A Febre do Oropouche: Uma revisão dos aspectos epidemiológicos e moleculares na Amazônia Brasileira. Cad Saúde Colet. 15. 303-318.
14. Organización Panamericana de la Salud. 2024. Orientaciones provisionales para la vigilancia entomológica y las medidas de prevención de los vectores del virus de Oropouche. Publicaciones Generales.
15. Pan American Health Organization / World Health Organization. Epidemiological Update: Oropouche in the Americas Region, 15 October 2024. Washington, D.C.: PAHO/WHO; 2024.
16. Purse B. V., et al. 2015. Bionomics of temperature and tropical Culicoides midges: knowledge gaps and consequences for transmission of Culicoides- Borne viruses. Annu. Rev. Entomol., 60:373-92.
17. Requena- Zúñiga E. et al. 2024. Forest detection of oropouche virus in Culicoides insignis in the Ucayali región, Perú: evidencie of a posible New vector. MedRxiv, doi: <https://doi.org/10.1101/2024.12.06.24318268>.
18. Romero-Alvarez D, Escobar LE, Auguste AJ, Del Valle SY, Manore CA. Transmission risk of Oropouche fever across the Americas. Infect Dis Poverty. 2023 May 6;12(1):47. doi: 10.1186/s40249-023-01091-2.
19. Travassos Da Rosa et. al., Oropouche Virus: Clinical, Epidemiological, and Molecular Aspects of a Neglected Orthobunyavirus. Am. J. Trop. Med. Hyg., 96(5), 2017, pp. 1019–1030.
20. Zhang Y, Liu X, Wu Z, Feng S, Lu K, Zhu W, Sun H, Niu G. Oropouche virus: A neglected global arboviral threat. Virus Res. 2024 Mar; 341:199318. doi: 10.1016/j.virusres.2024.199318. Epub 2024 Jan 16.
21. Zumbado, M. (2006). Diptera of Costa Rica and the New World tropics. Costa Rica: Instituto Nacional de Biodiversidad. Wilkerson R. C. et al. 2021. Mosquitoes of the World Vol 1. Johns Hopkins University Press Baltimore.



Gobierno de
México