PROYECTO ICTI PICIR23-126 · VERSIÓN 3 · NOVIEMBRE 2026

Protocolo de monitoreo de hormigas invasoras

Seguimiento y evaluación del impacto de hormigas exóticas en Michoacán y el Bajío

Madai Rosas Mejía[1 2] y **Milan Janda**[1 3]

[1] Laboratorio de Ecología Molecular y Biodiversidad, ENES Morelia, Universidad Nacional Autónoma de México · [2] Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Tamaulipas · [3] Investigadoras e Investigadores por México, SECIHTI

Contacto: mjanda@enesmorelia.unam.mx · www.hormigas.mx

Qué es

Un método estandarizado y de bajo costo para registrar qué hormigas hay en un sitio, detectar a tiempo especies exóticas invasoras y medir su efecto sobre las hormigas nativas.

Para quién

Personal de dependencias ambientales, universidades, estudiantes, viveros, municipios y comunidades que quieran vigilar su territorio.

En una línea

10 estaciones de cebo · 60 min · 2 h-persona de búsqueda manual · 2–10 transectos por sitio · 2–4 visitas al año

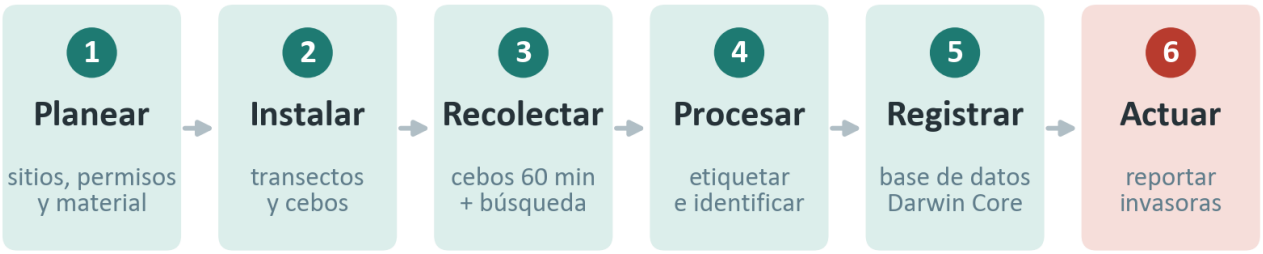


Figura 1. Las seis etapas del protocolo. Cada etapa corresponde a una sección de este documento.

1. ¿Por qué monitorear hormigas invasoras?

Las hormigas están entre los invasores más dañinos del mundo: desplazan a las especies nativas, protegen plagas agrícolas que producen mielecilla (pulgones, escamas y cochinillas), pican a personas y animales y dañan instalaciones eléctricas (Holway et al., 2002). Una revisión global reciente documentó impactos ambientales y socioeconómicos para 100 especies y propuso una lista de 31 especies prioritarias (Gruber et al., 2022). Los costos económicos registrados de las hormigas invasoras suman ~52 mil millones de dólares desde 1930, y son una subestimación, porque faltan datos para la mayoría de los países (Angulo et al., 2022).

En México se han registrado al menos **43 especies de hormigas introducidas**, en 967 registros de 438 localidades (Rosas-Mejía et al., 2021; Nava-Bolaños et al., 2026), incluidas varias de las más dañinas del mundo (Rosas-Mejía y Janda, 2017). Cuatro de ellas están en la lista oficial de especies exóticas invasoras: *Camponotus maculatus*, *Linepithema humile*, *Nylanderia fulva* y *Solenopsis invicta* (SEMARNAT, 2016). *S. invicta* ya está en la franja fronteriza del noreste (Sánchez-Peña et al., 2005) y en cultivos de Guanajuato, en el Bajío (Salas-Araiza et al., 2012).

Los modelos de nicho ecológico indican que **las condiciones adecuadas para estas especies abarcan mucho más territorio que el conocido por los registros**. Las zonas de mayor riesgo son la costa del Golfo, la península de Yucatán y la vertiente del Pacífico; el Eje Neovolcánico, donde está buena parte de Michoacán, tiene idoneidad moderada, y la hormiga argentina muestra idoneidad alta en las tierras altas y el altiplano. También las áreas naturales protegidas son vulnerables (Nava-Bolaños et al., 2026). Como el país está submuestreado, detectar

una invasión a tiempo es decisivo: la erradicación solo suele funcionar en áreas pequeñas (la mayoría de los casos exitosos en el mundo cubren menos de 10 ha; Hoffmann et al., 2016).

Tabla 1. Cifras clave para México y para la región del proyecto.

Dato	Valor	Fuente
Especies de hormigas introducidas registradas en México	43	Nava-Bolaños et al. (2026)
Registros y localidades con hormigas introducidas	967 registros · 438 localidades	Rosas-Mejía et al. (2021); Nava-Bolaños et al. (2026)
Especies con más registros en México	*P. longicornis* (224), *T. melanocephalum* (98), *A. auropunctatus* (65), *A. gracilipes* (64), *M. pharaonis* (59)	Nava-Bolaños et al. (2026)
Hormigas en la lista oficial de especies exóticas invasoras	4: *C. maculatus, L. humile, N. fulva, S. invicta*	SEMARNAT (2016)
Sitios muestreados en Michoacán y Guanajuato (jun–nov 2024)	28 sitios · 40 transectos · 664 muestras	Proyecto PICIR23-126
Especies de hormigas detectadas en el proyecto	≥ 68 (8 nuevos registros para Michoacán)	Proyecto PICIR23-126
Especies exóticas detectadas en el proyecto	6 (3 consideradas altamente invasoras)	Proyecto PICIR23-126
Campañas de erradicación de hormigas en el mundo	316 (144 documentadas como exitosas)	Hoffmann et al. (2016)

Lo que encontramos en el Bajío

Las especies exóticas se concentraron en los hábitats urbanos y en sus alrededores; destaca la hormiga argentina (*Linepithema humile*) en sitios suburbanos. Los hábitats agrícolas y la vegetación secundaria conservan todavía una riqueza moderada de hormigas nativas, por lo que **la vigilancia debe centrarse en las ciudades y en las vías por las que las hormigas salen de ellas** (Figura 2).

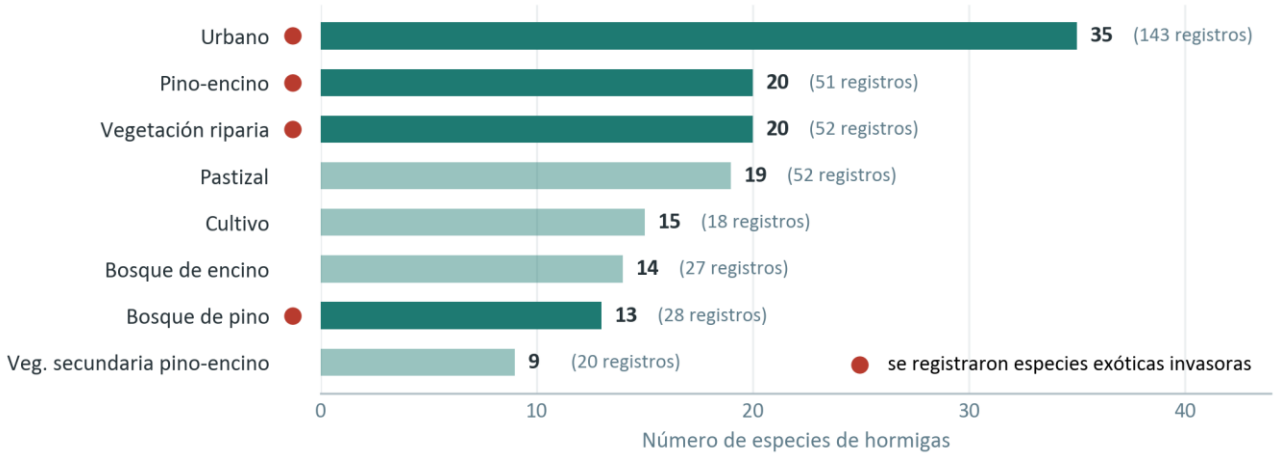


Figura 2. Número de especies de hormigas por tipo de hábitat en los 28 sitios del proyecto (jun–nov 2024). Las barras oscuras y el punto rojo indican hábitats donde se registraron especies exóticas invasoras. Datos: proyecto PICIR23-126.

2. Objetivos

Objetivo general. Conocer la distribución de las hormigas exóticas e invasoras en México, detectarlas a tiempo y evaluar su efecto sobre la biodiversidad nativa.

Objetivos específicos

• Registrar la presencia de especies exóticas en sitios sin información previa, en hábitats amenazados y en los

principales puntos de entrada (viveros, centrales de abasto, bodegas, puertos y fronteras).

- Comparar comunidades de hormigas y otros artrópodos entre sitios invadidos y no invadidos.
- Repetir las mediciones en el tiempo para saber si una invasión avanza, se estabiliza o retrocede tras su manejo.

3. Antes de salir a campo

3.1 Selección de sitios

Ubique los sitios a lo largo del **gradiente de perturbación** (urbano → periurbano → agrícola → natural) y agregue siempre los puntos de entrada de su zona. Para medir impacto, empareje cada sitio invadido con un sitio **no invadido del mismo tipo de hábitat**, a menos de ~5 km y con altitud y vegetación similares.



Figura 3. Distribución recomendada de los transectos (líneas con puntos) a lo largo del gradiente de perturbación. Los puntos de entrada se muestrean aparte y con más frecuencia (sección 4.7).

Tabla 2. Criterios para elegir y priorizar sitios.

Tipo de sitio	Por qué es prioritario	Prioridad
Viveros, centrales de abasto, bodegas, terminales	Las hormigas llegan con plantas, tierra y mercancías	Muy alta
Colonias nuevas, obras, rellenos y baldíos urbanos	Suelo removido y materiales traídos de fuera	Alta
Islas, fragmentos de bosque seco y matorral, riberas	Hábitats pequeños, aislados o con especies endémicas	Alta
Huertas y cultivos (aguacate, berries, cítricos, hortalizas)	Hormigas que protegen plagas de hemípteros	Media–alta
Áreas naturales protegidas: campamentos, centros de visitantes, caminos de servicio, obras de restauración	Puntos de entrada dentro de áreas con alta idoneidad para especies introducidas (Nava-Bolaños et al., 2026)	Alta
Interior de áreas naturales protegidas	Línea base de comunidades nativas (sitios control)	Media

3.2 Permisos y coordinación

- **Licencia de colecta científica** (SEMARNAT) vigente, con la lista de personas autorizadas. Lleve copia impresa.
- **Permiso escrito** de propietarios, ejidos, comunidades o administradores de áreas protegidas.

- Aviso a la **Secretaría del Medio Ambiente estatal** y a las autoridades locales; en el proyecto PICIR23-126 los sitios se eligieron junto con la Secretaría de Medio Ambiente de Michoacán.
- Revise mapas (SIG), imágenes satelitales y registros previos de la zona en AntMaps, GBIF y NaturaLista.

3.3 Equipo de trabajo y material

Cada visita requiere **al menos 2 personas** capacitadas en la colecta de hormigas. Use la tabla como lista de verificación antes de salir.

Tabla 3. Lista de material por equipo de campo.

Cebos y colecta	Registro	Seguridad y otros
• Tarjetas blancas (≈ 7 × 10 cm) o tapas de plástico, 10 por transecto • Atún en aceite y miel (o solución de azúcar al 30 %) • Viales de 2–5 ml con etanol al 96 % • Pinzas suaves, pinceles finos y aspirador entomológico • Bolsas resellables	• GPS o celular con app de coordenadas • Cinta métrica de 50 m y banderines • Hoja de campo impresa (Anexos 1 y 2) y lápiz • Etiquetas de papel resistente al alcohol • Cámara o celular con lente macro • Termómetro de suelo	• Botiquín y antihistamínico • Guantes, repelente y protector solar • Cepillo y agua para limpiar botas y equipo • Hielera o refrigeración para muestras de ADN • Copia de permisos

Bioseguridad del equipo: no seamos nosotros quienes movemos las hormigas

- Limpie tierra y restos vegetales de botas, llantas y herramientas **antes de salir** de cada sitio, sobre todo de sitios invadidos.
- Visite primero los sitios no invadidos y al final los invadidos.
- Recoja todos los cebos y no deje restos de comida en campo.

4. Muestreo en campo

4.1 Diseño del transecto

Cada transecto mide **100 m de largo y 20 m de ancho**. Sobre la línea central se colocan **10 estaciones de cebo separadas por 10 m**. La franja de 10 m a cada lado se usa para la búsqueda manual. En cada sitio se trazan de **2 a 10 transectos**, según su tamaño y heterogeneidad, separados al menos 50 m entre sí. Marque el inicio y el final con GPS para repetir el mismo transecto en visitas futuras.

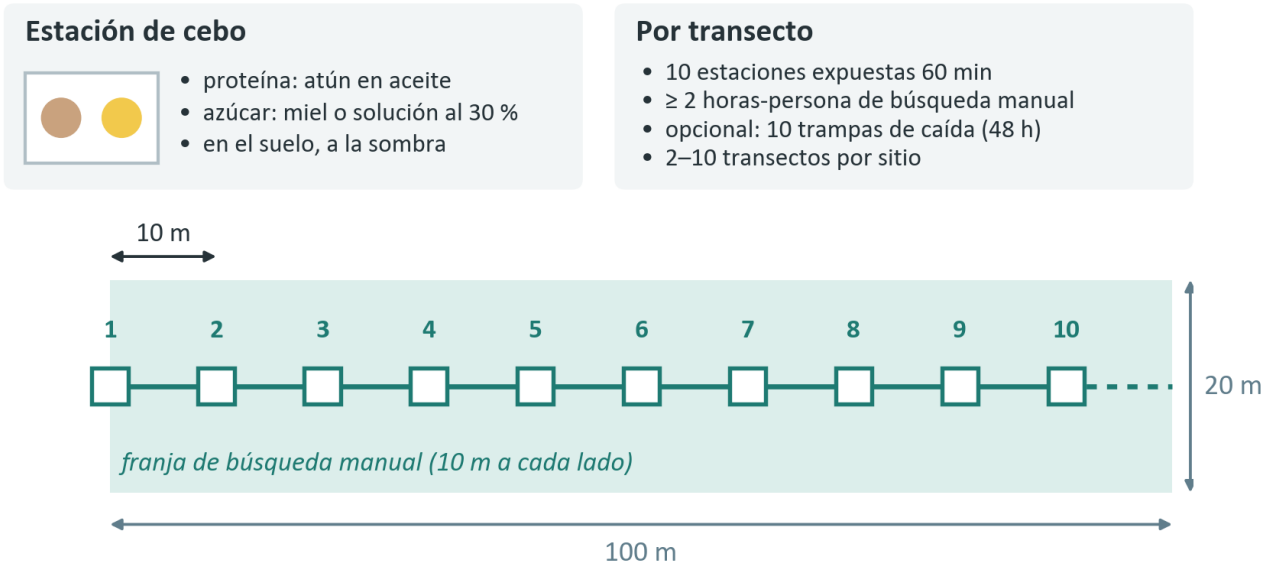


Figura 4. Diseño estándar del transecto, la estación de cebo y el esfuerzo de muestreo por transecto.

4.2 Estaciones de cebo, paso a paso

1. Prepare la mezcla antes de salir: atún en aceite desmenuzado y, por separado, miel o solución de azúcar al 30 %.
2. En cada punto coloque una tarjeta en el suelo, a la sombra, con ≈ 1 cucharadita de atún y unas gotas de miel separadas 3–4 cm. Así se atraen tanto las especies que buscan proteína como las que buscan azúcar.
3. Anote la hora de colocación de la primera y de la última estación.
4. A los **60 minutos**, recoja las estaciones **en el mismo orden** en que se colocaron. Levante la tarjeta con las hormigas y póngala en una bolsa resellable, o pase las hormigas a un vial con etanol.
5. Para cada estación anote la abundancia: **0** = sin hormigas · **1** = 1–5 · **2** = 6–20 · **3** = 21–100 · **4** = más de 100.
6. Etiquete cada vial con el código de sitio, transecto y estación (sección 5.3).

Condiciones para que el muestreo sea comparable

- Muestree con tiempo seco, sin lluvia en las 12 h previas, y con temperatura del suelo entre ~18 y 35 °C.
- Use el mismo horario en todas las visitas (de preferencia 9:00–13:00 h, o 16:00–19:00 h en zonas calurosas).
- No cambie los cebos ni el tiempo de exposición entre sitios o entre años.

4.3 Búsqueda manual

Mientras los cebos están expuestos, dos personas revisan durante 60 min la franja de 20 m (**≥ 2 horas-persona por transecto**). Revise suelo y hojarasca, debajo de piedras y troncos, ramas y cortezas, flores con néctar, plantas con pulgones o escamas, y estructuras humanas (banquetas, muros, postes, macetas, registros eléctricos). Colecte **10–20 obreras de cada morfotipo** y, si encuentra un nido, anote su ubicación y tome una foto.

4.4 Métodos complementarios

Tabla 4. Métodos complementarios recomendados (Agosti et al., 2000; Bestelmeyer et al., 2000).

Método	Cuándo usarlo	Esfuerzo	Qué detecta mejor
Trampas de caída (*pitfall*)	Inventarios completos y comparaciones de impacto	10 vasos de 5–7 cm por transecto, 48 h, con propilenglicol o etanol	Especies del suelo activas de día y de noche
Extracción de hojarasca (Winkler)	Bosques y sitios naturales	10 muestras de 1 m² por transecto	Especies pequeñas y crípticas
Cebos en troncos y vegetación	Huertas y sitios arbolados	10 cebos a 1,5 m de altura	Especies arbóreas y que cuidan hemípteros
Revisión nocturna	Si se sospecha de especies nocturnas	30 min con linterna	Hormigas que forrajean de noche
Fotografía y NaturaLista	Vigilancia comunitaria	Libre	Detección temprana por la población

4.5 Cronograma de una visita

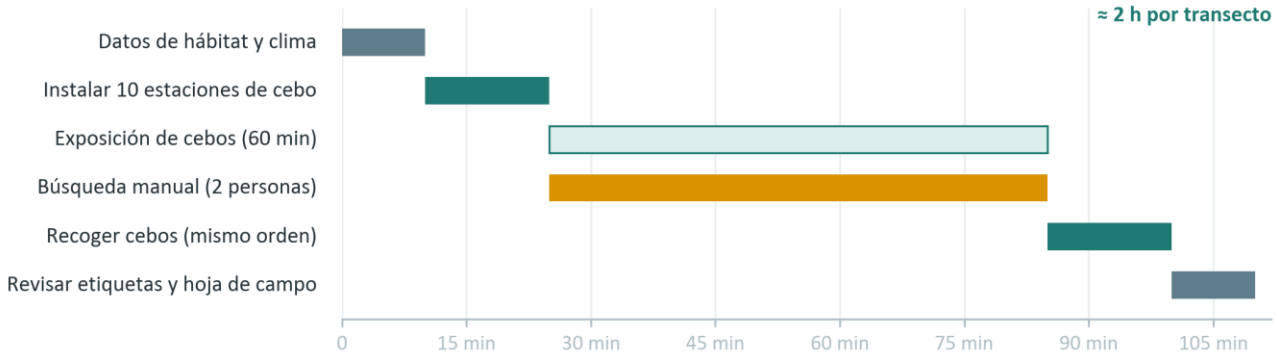


Figura 5. Secuencia de actividades en un transecto. La búsqueda manual se hace mientras los cebos están expuestos, de modo que un transecto completo toma alrededor de 2 horas.

4.6 Datos de hábitat

En cada transecto registre las variables de la Tabla 5. Son pocas, se toman en 10 minutos y permiten relacionar la presencia de especies invasoras con el tipo de hábitat y su nivel de perturbación.

Tabla 5. Variables mínimas de hábitat por transecto.

Variable	Cómo se registra
Coordenadas y altitud	GPS al inicio y al final del transecto (grados decimales, WGS84)
Tipo de hábitat	Urbano · periurbano · agrícola · vegetación secundaria · bosque o matorral conservado
Nivel de perturbación	1 = conservado · 2 = moderado (agrícola, secundario) · 3 = alto (urbano, transformado)
Cobertura del dosel y del suelo	% estimado de dosel, suelo desnudo, hierba, hojarasca y superficie construida
Manejo y uso	Riego, agroquímicos, pastoreo, quema, jardinería, distancia a la construcción más cercana
Clima al muestrear	Hora, temperatura del aire y del suelo, nubosidad, lluvia reciente
Fuentes de entrada cercanas	Vivero, mercado, bodega, carretera o vía férrea a menos de 500 m (sí/no y distancia)

4.7 Frecuencia de muestreo

Lo ideal son **cuatro campañas al año**: dos en lluvias, cuando la actividad de las hormigas es máxima, y dos en secas, para comparar la variación estacional. Con pocos recursos, **dos campañas** (final de secas y mitad de lluvias) son suficientes para detectar cambios entre años. Los puntos de entrada deben revisarse **cada 3 meses**.

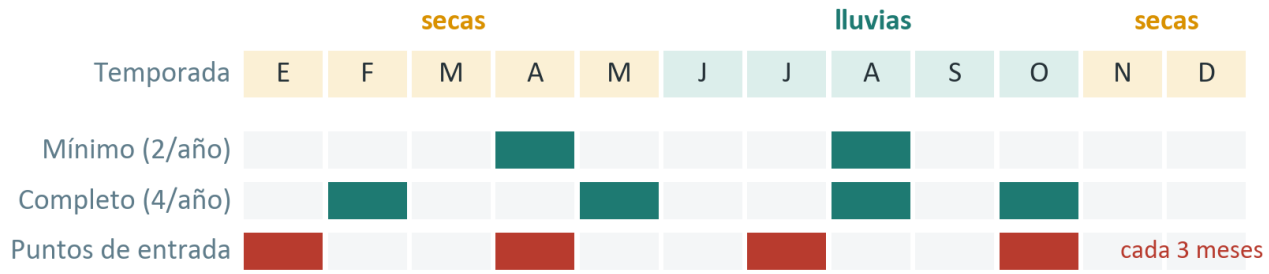


Figura 6. Calendario sugerido para el centro-occidente de México (lluvias de junio a octubre). Ajuste los meses al régimen de lluvias local.

5. Registro de datos

Llene la **hoja de campo** (Anexo 1) por transecto y la **hoja de cebos** (Anexo 2) por estación. Use lápiz, porque la tinta se corre con el alcohol. Cada muestra debe poder rastrearse hasta su sitio, transecto y método.

Etiqueta de localidad

Coloque dentro del vial una etiqueta escrita a lápiz o impresa con tinta resistente al alcohol. Formato sugerido:

MÉXICO: Michoacán, Morelia, Tenencia Morelos
19.6634 N, -101.1961 W · 1950 m · 14-ago-2026
Periurbano, baldío con pastizal · cebo atún/miel 60 min
Transecto MOR-02 · estación 07 · leg. M. Rosas, M. Janda
Código: **PICIR-MOR02-C07**

Ejemplo ilustrativo: coordenadas y fecha ficticias.

6. Procesamiento e identificación de muestras

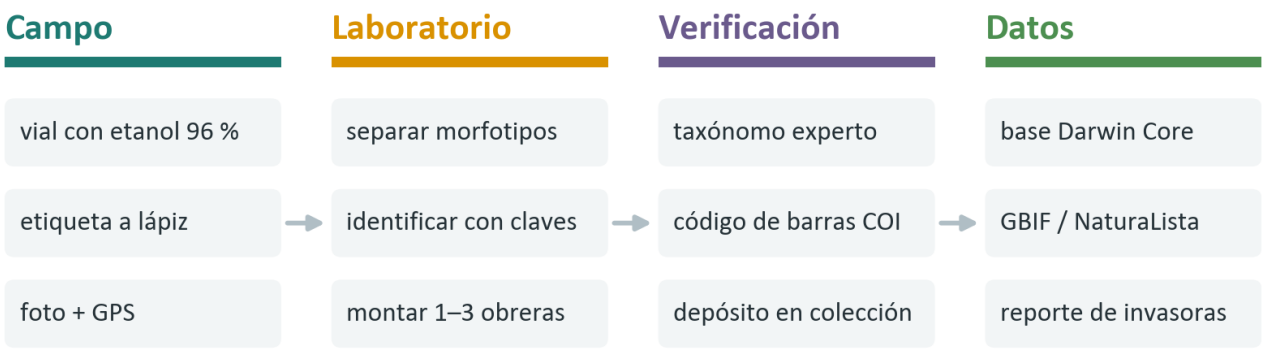


Figura 7. Ruta de cada muestra desde el campo hasta la base de datos pública.

- **Conservación.** Etanol al 96 % y, de ser posible, a 4 °C o menos: así se conserva el ADN para estudios de código de barras (COI) y de origen de las poblaciones invasoras.

- **Separación.** Bajo el microscopio estereoscópico separe las muestras por morfotipo y asigne un código a cada uno.
- **Identificación.** Use claves ilustradas (Tabla 6) y compare con ejemplares de referencia. Monte en alfiler de 1 a 3 obreras por morfotipo y deje el resto en alcohol.
- **Verificación.** Las especies exóticas, y en especial las de alerta (*Solenopsis invicta*, *Nylanderia fulva*), deben ser confirmadas por un taxónomo. *N. fulva* solo se distingue con certeza por los machos o por ADN (Gotzek et al., 2012).
- **Depósito.** Deposite los ejemplares de referencia y sus duplicados en una colección (en este proyecto: Colección de Tejidos de ADN de Insectos Mexicanos, ENES Morelia, UNAM).

Tabla 6. Recursos de identificación recomendados.

Recurso	Para qué sirve	Enlace
Antkey (USDA)	Clave interactiva de más de 100 especies de hormigas invasoras y vagabundas; existe app sin conexión	antkey.org
AntWeb	Fotografías de alta resolución de ejemplares y tipos	antweb.org
AntWiki	Fichas por especie, claves y bibliografía	antwiki.org
AntMaps (GABI)	Mapas de distribución nativa y exótica por especie	antmaps.org
Pacific Invasive Ant Toolkit	Guía práctica de vigilancia, identificación y manejo (en inglés)	piat.org.nz
Lista de hormigas de México	Especies registradas en México (Vásquez-Bolaños, 2011)	Dugesiana 18: 95–133

7. Análisis e indicadores

Los indicadores de la Tabla 7 se calculan con hojas de cálculo o con R (paquetes vegan e iNEXT; Hsieh et al., 2016). Compárelos **entre sitios invadidos y no invadidos del mismo hábitat** y **entre años en el mismo sitio**. Como unidad de muestreo use la presencia en cada estación o trampa, no el número de obreras: una sola colonia puede llenar un cebo (Gotelli et al., 2011).

Tabla 7. Indicadores recomendados para evaluar presencia e impacto.

Indicador	Cálculo	Interpretación
Ocupación por invasoras	Estaciones con la especie ÷ estaciones totales (%)	> 50 % indica una especie dominante; seguir su evolución en el tiempo
Riqueza de especies	Número de especies por transecto; curvas de rarefacción y extrapolación (iNEXT)	Menor riqueza nativa en sitios invadidos sugiere impacto
Composición	Similitud entre sitios (índices de Jaccard o Bray–Curtis; NMDS)	Las comunidades invadidas tienden a parecerse entre sí
Grupos funcionales	Proporción de dominantes, oportunistas, generalistas, crípticas y especialistas (Andersen, 1995)	Más oportunistas y menos especialistas indican perturbación
Co-ocurrencia	Especies nativas en las estaciones ocupadas o no por la invasora	Pocas nativas junto a la invasora indican desplazamiento
Otros artrópodos	Riqueza y abundancia en trampas de caída	Detecta efectos sobre polinizadores, depredadores y descomponedores

8. Si se detecta una especie invasora

El monitoreo solo sirve si los hallazgos llevan a una acción. Clasifique cada especie exótica según el semáforo propuesto y actúe en consecuencia. Los detalles de prevención y control están en el documento complementario *Prevención y manejo de hormigas invasoras* (anexo 5 de este informe).

Tabla 8. Semáforo de respuesta (propuesta de los autores para Michoacán y el Bajío).

Nivel	Especies (ejemplos)	Acción inmediata
ALERTA	*Solenopsis invicta*, *Nylanderia fulva*, cualquier especie exótica nueva para la región	Confirmar la identificación, delimitar el área (cebos cada 10 m hasta 3 estaciones vacías seguidas), reportar en menos de 48 h y no mover material del sitio
ALTA	*Linepithema humile*, *Anoplolepis gracilipes*, *Allomerus auropunctatus* (antes *Wasmannia auropunctata*; Longino y Branstetter, 2026), *Pheidole megacephala*, *Trichomyrmex destructor*, *Monomorium pharaonis*	Mapear focos, revisar los sitios vecinos y los puntos de entrada, y plan de manejo con cebos
MODERADA	*Paratrechina longicornis*, *Tapinoma melanocephalum*, *Solenopsis geminata* (en el norte)	Registrar y manejar solo donde haya problemas en viviendas, hospitales o cultivos
BAJA	*Hypoponera punctatissima*, *Tetramorium caldarium*, *Cardiocondyla* spp.	Registrar; no requieren control

9. Datos abiertos

Capture los datos en una hoja de cálculo con los campos del estándar **Darwin Core** (Wieczorek et al., 2012): *occurrenceID, scientificName, eventDate, decimalLatitude, decimalLongitude, coordinateUncertaintyInMeters, habitat, samplingProtocol, samplingEffort, individualCount, recordedBy, identifiedBy*. Así los registros pueden publicarse en GBIF o en el Sistema Nacional de Información sobre Biodiversidad de CONABIO. Las observaciones fotográficas de especies invasoras pueden subirse a NaturaLista. Publique las coordenadas exactas de especies invasoras, pero no las de nidos en propiedad privada sin el consentimiento del dueño.

10. Bibliografía

Agosti, D., Majer, J. D., Alonso, L. E. y Schultz, T. R. (eds.) (2000). *Ants: standard methods for measuring and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C.

Andersen, A. N. (1995). A classification of Australian ant communities, based on functional groups which parallel plant life-forms in relation to stress and disturbance. *Journal of Biogeography*, 22, 15–29. doi:10.2307/2846070

Angulo, E., Hoffmann, B. D., Ballesteros-Mejia, L. et al. (2022). Economic costs of invasive alien ants worldwide. *Biological Invasions*, 24, 2041–2060. doi:10.1007/s10530-022-02791-w

Bestelmeyer, B. T., Agosti, D., Alonso, L. E., Brandão, C. R. F., Brown, W. L., Jr., Delabie, J. H. C. y Silvestre, R. (2000). Field techniques for the study of ground-dwelling ants: an overview, description, and evaluation. En Agosti, D. et al. (eds.), *Ants: standard methods for measuring and monitoring biodiversity*, pp. 122–144. Smithsonian Institution Press.

Gotelli, N. J., Ellison, A. M., Dunn, R. R. y Sanders, N. J. (2011). Counting ants (Hymenoptera: Formicidae): biodiversity sampling and statistical analysis for myrmecologists. *Myrmecological News*, 15, 13–19.

Gotzek, D., Brady, S. G., Kallal, R. J. y LaPolla, J. S. (2012). The importance of using multiple approaches for identifying emerging invasive species: the case of the Rasberry crazy ant in the United States. *PLoS ONE*, 7, e45314. doi:10.1371/journal.pone.0045314

Gruber, M. A. M., Santoro, D., Cooling, M., Lester, P. J., Hoffmann, B. D., Boser, C. y Lach, L. (2022). A global review of socioeconomic and environmental impacts of ants reveals new insights for risk assessment. *Ecological Applications*, 32, e2577. doi:10.1002/eap.2577

Hoffmann, B. D., Luque, G. M., Bellard, C., Holmes, N. D. y Donlan, C. J. (2016). Improving invasive ant eradication as a conservation tool: a review. *Biological Conservation*, 198, 37–49. doi:10.1016/j.biocon.2016.03.036

Holway, D. A., Lach, L., Suarez, A. V., Tsutsui, N. D. y Case, T. J. (2002). The causes and consequences of ant invasions. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 33, 181–233. doi:10.1146/annurev.ecolsys.33.010802.150444

Hsieh, T. C., Ma, K. H. y Chao, A. (2016). iNEXT: an R package for rarefaction and extrapolation of species diversity (Hill numbers). *Methods in Ecology and Evolution*, 7, 1451–1456. doi:10.1111/2041-210X.12613

Longino, J. T. y Branstetter, M. G. (2026). *Wasmannia* is *Allomerus*: taxonomy confounded by a shift to being a plant ant. *Insect Systematics and Diversity*, 10(4), ixag033. doi:10.1093/isd/ixag033

Nava-Bolaños, A., Osorio-Olvera, L., Rocha-Ortega, M., Rosas-Mejía, M., Vásquez-Bolaños, M. y Castaño-Meneses, G. (2026). Geographic potential of the introduced ant species (Hymenoptera: Formicidae) in Mexico, particularly in Protected Areas. *Biodiversity and Conservation*, 35, 250. doi:10.1007/s10531-026-03452-3

Pacific Invasive Ant Toolkit (PIAT). Consultado en noviembre de 2026. https://piat.org.nz

Rosas-Mejía, M. y Janda, M. (2017). *Reporte con la revisión de cuatro especies de hormigas con potencial invasor en México: Linepithema humile, Nylanderia fulva, Solenopsis invicta y Pheidole megacephala*. Informe técnico para CONABIO y PNUD, proyecto GEF 083999.

Rosas-Mejía, M., Guénard, B., Aguilar-Méndez, M. J., Ghilardi, A., Vásquez-Bolaños, M., Economo, E. P. y Janda, M. (2021). Alien ants (Hymenoptera: Formicidae) in Mexico: the first database of records. *Biological Invasions*, 23, 1669–1680. doi:10.1007/s10530-020-02423-1

Salas-Araiza, M. D., Mackay, W. P. y Salazar-Solís, E. (2012). First report of the red imported fire ant *Solenopsis invicta* Buren (Hymenoptera: Formicidae) from Central México. *Entomological News*, 122, 93–94. doi:10.3157/021.122.0113

Sánchez-Peña, S. R., Patrock, R. J. W. y Gilbert, L. E. (2005). The red imported fire ant is now in Mexico: documentation of its wide distribution along the Texas–Mexico border. *Entomological News*, 116, 363–366.

SEMARNAT (2016). Acuerdo por el que se determina la Lista de las Especies Exóticas Invasoras para México. *Diario Oficial de la Federación*, 7 de diciembre de 2016. dof.gob.mx

Vásquez-Bolaños, M. (2011). Lista de especies de hormigas (Hymenoptera: Formicidae) para México. *Dugesiana*, 18, 95–133. doi:10.32870/dugesiana.v18i1.3995

Wieczorek, J., Bloom, D., Guralnick, R., Blum, S., Döring, M., Giovanni, R., Robertson, T. y Vieglais, D. (2012). Darwin Core: an evolving community-developed biodiversity data standard. *PLoS ONE*, 7, e29715. doi:10.1371/journal.pone.0029715

Anexo 1. Hoja de campo por transecto

Código de sitio / transecto		**Fecha**	
Estado, municipio, localidad		**Colectores**	
Coordenadas de inicio (lat, long)		**Altitud (m)**	
Coordenadas de fin (lat, long)		**Hora inicio / fin**	
Tipo de hábitat	urbano · periurbano · agrícola · secundario · conservado	**Perturbación (1–3)**	
Cobertura (%)	dosel ___ suelo desnudo ___ hierba ___ hojarasca ___ construido ___	**T aire / T suelo (°C)**	
Manejo y uso		**Lluvia en 12 h previas**	sí / no
Fuentes de entrada < 500 m	vivero · mercado · bodega · carretera · vía férrea · otra: _____	**Búsqueda manual (h-persona)**	

Observaciones (nidos, plagas asociadas, daños, fotos tomadas):

Anexo 2. Hoja de cebos (una por transecto)

Ab. = abundancia: 0 = sin hormigas · 1 = 1–5 · 2 = 6–20 · 3 = 21–100 · 4 = más de 100. Hora de colocación: _____ Hora de retiro: _____

Est.	Morfotipo / especie 1	Ab.	Morfotipo / especie 2	Ab.	Morfotipo / especie 3	Ab.	Código de vial
01							
02							
03							
04							
05							
06							
07							
08							
09							
10							