



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
FACULTAD DE CIENCIAS

Ecología de Poblaciones

MANUAL DE PRÁCTICAS



BIOLOGIA: PLAN DE ESTUDIOS 2017-2

CONTENIDO

<i>No. de práctica</i>	<i>Nombre de la práctica</i>	<i>No. Página</i>
	<i>Reglas de seguridad en el laboratorio</i>	<i>3</i>
	<i>Guía abreviada de cómo elaborar un reporte de laboratorio y campo</i>	<i>4</i>
<i>1</i>	<i>Factores Bióticos y Abióticos</i>	<i>6 -16</i>
<i>2</i>	<i>Densidad Poblacional</i>	<i>17 - 31</i>
<i>3</i>	<i>Tablas de Vida</i>	<i>32 - 39</i>
<i>4</i>	<i>Captura y Recaptura</i>	<i>40 - 46</i>

REGLAS DE SEGURIDAD EN EL LABORATORIO



- Localizar todos los equipos de seguridad como extinguidores, lavador de ojos, regaderas, etc.
- Proteger los ojos si trabajará con reactivos corrosivos, peligrosos o con luz ultravioleta.
- Usar bata de laboratorio, lo protegerá del material corrosivo o blanqueadores.
- Nunca pipetee con la boca o pruebe algún reactivo.
- No fumar, comer o beber en el laboratorio.
- El pelo largo de preferencia recogerlo.
- No usar sandalias con los pies descubiertos.
- No colocar los libros o cuadernos en el área de trabajo.
- Reporte cualquier daño o accidente en el laboratorio.
- Pregunte al maestro cualquier duda en el manejo de reactivos y/o equipos.
- Todos los reactivos pueden ser un riesgo para la salud, trabaje con cuidado.
- La mayoría de las prácticas de este laboratorio usan reactivos cancerígenos o tóxicos, así como agentes potencialmente patógenos, trabaje con seriedad y cuidado.
- En caso de contaminarse con algún reactivo lavarse con agua rápidamente y avisar al maestro.

Guía abreviada de cómo elaborar un reporte de laboratorio y campo Dr. Ernesto Campos González

Descriptores:

Título Deberá de ser descriptivo y corto.

Nombre del autor o los autores del trabajo de laboratorio y debajo su(s) dirección(es) electrónica(s) y número de matrícula.

Resumen que indique los principales resultados y conclusiones del trabajo.

Introducción donde se establezcan los propósitos del trabajo, la importancia y los objetivos a alcanzar incluyendo las habilidades a desarrollar.

Deberá de realizar una revisión bibliográfica que incluya revistas científicas primarias. No olvide que cada texto parafraseado deberá de incluir la cita del autor original.

Metodología es la parte fundamental de los ejercicios ya que usted deberá de establecer explícitamente como de desarrollo el trabajo de campo y/o laboratorio. Esto es, como usted realizó la actividad y que materiales y herramientas utilizó. Utilice el tiempo pasado en su redacción, puesto que se refiere a un evento que ya se realizó. Y, no enliste materiales, incluya estos en la descripción de la metodología.

Resultados son los datos obtenidos durante el desarrollo del trabajo. Incluya, cuando se requiera, figuras y tablas que muestren los datos numéricos, graficas de tendencia o comparativas. Identifíquelas adecuadamente y descríbalas utilizando un pie de figura para las gráficas o encabezado para cada una de las tablas. Recuerde que para entender una figura o datos de una tabla esta deberá de contar con toda la información necesaria y el lector no deberá de recurrir a otra parte del reporte para entenderlas. Y no olvide, no incluya una tabla y un gráfico con los mismos datos, esto es normalmente innecesario.

No dé explicaciones de sus resultados, solo preséntelos. Deje la discusión y conclusión de sus resultados para las secciones respectivas. Cuando los datos en bruto sean numerosos, no estén disponibles y por ende de acceso restringido, adiciónelos en un apéndice, de otra forma su análisis no podrá ser repetido. Pero si son de fácil acceso

indique solo donde el interesado pueda obtenerlos y usted no los incluya. Por ejemplo la temperatura promedio en Baja California puede incluirse en un gráfico para ver la tendencia, pero basta citar la fuente de donde se obtuvieron los datos, eg. Página del Sistema Meteorológico Nacional, <http://smn.cna.gob.mx/climatologia/temperaturas/maxima/tmax2009.pdf>

Discusión y Conclusiones. En esta sección usted deberá de analizar las causas de sus resultados y una buena práctica es compararlos con trabajos afines previamente publicados. En esta sección el análisis de los resultados deberá de llevarse a cabo a fin de sustentar las conclusiones que del trabajo hayan emanado. Recuerde que es muy importante en este momento recurrir de nuevo a la declaratoria de los objetivos propuestos o las preguntas que usted trato de responder durante el ejercicio de campo y/o laboratorio. Una parte importante de esta sección también es la de incluir las inconsistencias y las posibles fuentes de error, si es que las hubiere. También es de suma importancia delinear las necesidades de investigación futura que deberán de realizarse a fin de robustecer los resultados por usted(es) obtenido(s).

Referencias. Todas las obras citadas deberán de ser enlistadas en la sección de referencias. A continuación se ejemplifican 2 formatos. Sígalos y sea consistente.

Artículos Científicos:

Campos E. 2009. A new species and two new genera of pinnotherid crabs from the northeastern Pacific Ocean, with a reappraisal of the subfamily Pinnotherinae de Haan, 1833 (Crustacea: Brachyura: Pinnotheridae). *Zootaxa*: 29-44.

Libros:

Crane J. 1975. *Fiddler Crabs of the World. Ocypodidae: Genus Uca*. Princeton University Press: Jersey.

Capítulo de Libro:

Smith, A. & Smith, B. 2000. Title of the Chapter. *In*: Smith, A, Smith, B. & Smith, C. (Eds), *Title of Book*. Publisher name and location, pp. x-y.

Recursos de Internet:

Brusca, R. C., V. Coelho and S. Taiti. 2001. A Guide to the Coastal Isopods of California. Internet address: http://tolweb.org/notes/?note_id=3004 (Fecha de acceso)

Factores bióticos y abióticos

Práctica 1

PRACTICA #1

Título: FACTORES BIÓTICOS Y ABIÓTICOS

Duración: 12 horas

INTRODUCCIÓN:

Los ecosistemas están formados por interacciones complejas entre seres vivos y factores ambientales. Estos diferentes factores—conocidos como bióticos y abióticos respectivamente—abarcan una gran variedad de organismos y presiones ambientales que interactúan entre sí. La ecología de poblaciones estudia el efecto que estos diversos factores tienen en la densidad, dispersión y tamaño de las poblaciones.

Los factores bióticos son cualquiera de los organismos que se encuentran dentro de un ecosistema, incluyendo todos los animales y microorganismos. Los organismos pueden impactar de forma positiva o negativa a otros organismos y a su ambiente, por ejemplo, a través de la depredación, modificación de su hábitat, construcción de refugios y producción de desechos (heces, hojarasca, huesos) o productos (miel). Es posible que organismos individuales influyan en el éxito de otros individuos de su misma especie, de su comunidad y del ecosistema completo. Los factores abióticos son cualquier factor físico o químico que afecta a un ecosistema, incluyendo la humedad, cantidad de luz solar, temperatura y niveles de pH en el suelo. Influyen en cómo los organismos dentro de un ecosistema pueden reproducirse, prosperar y sobrevivir. Si no hay suficiente luz solar o agua en un ecosistema, menos plantas pueden crecer y esto implica que menos animales pueden refugiarse o alimentarse de ellas y sobrevivir.

El crecimiento poblacional de un organismo puede disminuir a causa de otro organismo (estresor biótico) o de un factor ambiental (estresor abiótico). Ambos tipos de estresores pueden actuar como presiones evolutivas e influir en la selección de genes que pasan de una generación a otra. Algunos ejemplos de estresores abióticos son las tormentas de lluvia y nieve, sequías e inundaciones, vientos fuertes y desastres naturales como los incendios. Este tipo de factores pueden aumentar la mortalidad en una población independientemente de su densidad. Por ejemplo, un conejo individual puede morir a causa de un terremoto que ocurre en una isla independientemente de cuántos

conejos habitan en esa área. Esto es, su probabilidad de sobrevivir es igual si la densidad poblacional es alta o baja, por lo que es un factor no dependiente de la densidad. Las infestaciones por plagas o parásitos, la competencia por recursos y las infecciones bacterianas o fúngicas, son estresores bióticos.

Los factores abióticos sociales describen cómo la actividad humana puede afectar la tierra y los recursos en un área. La forma en que se utiliza la tierra, ya sea para la agricultura o la vivienda, son ejemplos de cómo los factores sociales pueden influir en la tierra y el medio ambiente. Las acciones tomadas para asegurar los recursos, como la minería y la silvicultura, también pueden conducir a cambios más amplios en el ecosistema y el medio ambiente. La deforestación elimina árboles, y eso puede generar pérdidas en la biodiversidad y la transformación de ese ecosistema. Por lo tanto, los factores abióticos sociales pueden tener impactos profundos en otros factores abióticos, factores bióticos, ecosistemas completos e incluso biomas completos.

COMPETENCIA: Caracterizar los principales factores bióticos y abióticos, mediante la toma de datos en campo, estimar y valorar la influencia de estos factores en las comunidades biológicas, terrestres y acuáticas, con una actitud crítica y responsable con el medio.

MATERIAL:

1. Artículos científicos recientes sobre los efectos de diversos factores bióticos y/o abióticos en poblaciones de plantas y animales
2. Computadora, internet y Google Scholar
3. Formato para captura de datos, macetas, tierra, semillas de tres especies de plantas nativas y lixiviado (ver material suplementario 1)

METODOLOGÍA:

1. Revisión y discusión de artículos

Leer en equipos de 2-3 personas el artículo que les sea asignado y responder las siguientes preguntas:

- ¿Qué factores bióticos / abióticos estudiaron?
- ¿Cuál es la pregunta / hipótesis del artículo?

- ¿Cuál es la importancia / justificación del estudio?
- ¿Cómo midieron los factores bióticos y abióticos?
- ¿Qué encontraron? Relaciona esta respuesta a los factores bióticos o abióticos estudiados. Por ejemplo, "conforme aumentó la precipitación, incrementó la densidad de helechos"

Presentar brevemente su artículo al resto del grupo y discutir sobre los diferentes factores bióticos y abióticos que están afectando a las poblaciones actuales alrededor del mundo.

2. Investigación sobre pérdida de hábitat

La pérdida de hábitat es el principal factor que está amenazando la biodiversidad de nuestro planeta. Conforme las poblaciones humanas crecen y se expanden, ecosistemas naturales son transformados en edificios, fábricas, estacionamientos, campos agrícolas, etc., y los hábitats que diversos animales necesitan para realizar actividades básicas— como forrajeo y búsqueda de parejas—son destruidos, fragmentados o degradados. Se estima que, a principios del siglo 21, únicamente el 25% de la superficie terrestre (sin contar áreas con glaciares) permanecía intacta y que la vegetación nativa en dos terceras partes de la superficie afectada ha sido extirpada o reemplazada por monocultivos o especies invasivas.

Las transformaciones de hábitat por actividad humana suelen ocurrir rápidamente, por lo que las poblaciones de animales silvestres tienen poco tiempo para escapar o adaptarse. Cuando un área grande y continua es fragmentada en parches más pequeños y aislados, la cantidad de recursos y refugios disponibles disminuyen limitando el número de individuos que pueden sobrevivir en ellos. Las especies que requieren de los territorios más grandes o que tienen requerimientos de microhábitats o de alimentación muy específicos, son las más afectadas. Mientras que las especies generalistas y aquellas que tienen la capacidad de migrar de un parche a otro, por ejemplo, especies voladoras, pueden adaptarse más fácilmente. Otra consecuencia de la fragmentación es un posible incremento de interacciones negativas entre especies, como depredación, competencia, parasitismo de nido y explotación por humanos, sobre todo en las orillas de los parches.

1. Haz una búsqueda en Google Scholar usando “búsqueda avanzada” de artículos en inglés recientes (no más de tres años de antigüedad) que traten sobre la pérdida de hábitat "habitat loss" y su efecto en poblaciones de animales y plantas.
2. Selecciona un artículo y regístralo en la hoja compartida en BlackBoard correspondiente a este taller verificando antes que ningún otro estudiante haya elegido ese mismo artículo.
3. Responde las siguientes preguntas y entrega en forma escrita:
 - ¿Cuál es el organismo afectado?
 - Describe cuál es el tipo de pérdida de hábitat y sus causas.
 - ¿Cuál es el objetivo/importancia/justificación del estudio?
 - Explica qué hicieron en "métodos" y las técnicas de muestreo que utilizaron.
 - ¿Qué resultados obtuvieron?
 - ¿A qué conclusiones llegaron sobre el futuro de la especie o la población?

3. Lluvia ácida y sus efectos en la germinación y sobrevivencia de plantas

La lluvia ácida es un problema ambiental y de salud mundial causado por el rápido desarrollo industrial y el aumento de la demanda energética. Según el INECC, la lluvia ácida es la precipitación, seca o húmeda, de ácidos nítrico y sulfúrico en el ambiente. Estos ácidos son resultado de la liberación a la atmósfera de óxidos de azufre (SOx) y de nitrógeno (NOx). Los SOx y NOx son el resultado de la combustión de combustibles que contienen S y N como el carbón, gas natural, gasóleo, petróleo, etc. Las principales fuentes de estos óxidos son las termoeléctricas (como la planta eléctrica de Rosarito que funciona con combustóleo) y los motores de combustión interna. Normalmente, la lluvia tiene un pH de entre 5-6. La lluvia ácida puede llegar a tener un pH de 3.0. Aunque las emisiones de SOx y NOx se han logrado disminuir y controlar en algunas áreas del mundo, hay otras como California y Baja California en las que se siguen produciendo estos contaminantes (Figura 1).

La precipitación ácida puede disminuir el pH en cuerpos de agua y suelos. Este incremento en la concentración de ácido se llama acidificación. La acidificación puede cambiar el equilibrio químico del suelo en distintas formas afectando el crecimiento de las plantas. Cuando incrementa la acidez del suelo, algunos nutrientes se disuelven y se

pierden al ser transportados por el agua de lluvia. La lluvia ácida también puede aumentar los niveles de metales en el suelo, por ejemplo, puede lixiviar aluminio de las partículas de arcilla y transportarlo hasta ríos y lagos. El aluminio afecta la estructura de las comunidades de microorganismos presentes en el suelo y daña las raíces de las plantas cuando es absorbido.

Algunos tipos de plantas y animales pueden tolerar la lluvia ácida y cantidades moderadas de aluminio. Sin embargo, otras más sensibles irán desapareciendo conforme disminuya el nivel de pH. Aun cuando una especie es tolerante, los animales y plantas que consume podrían no serlo. Por ejemplo, hay ranas que pueden sobrevivir en niveles de pH 4, pero las efímeras—insectos que consumen los renacuajos—son más sensibles y mueren en niveles de pH menores a 5.5.

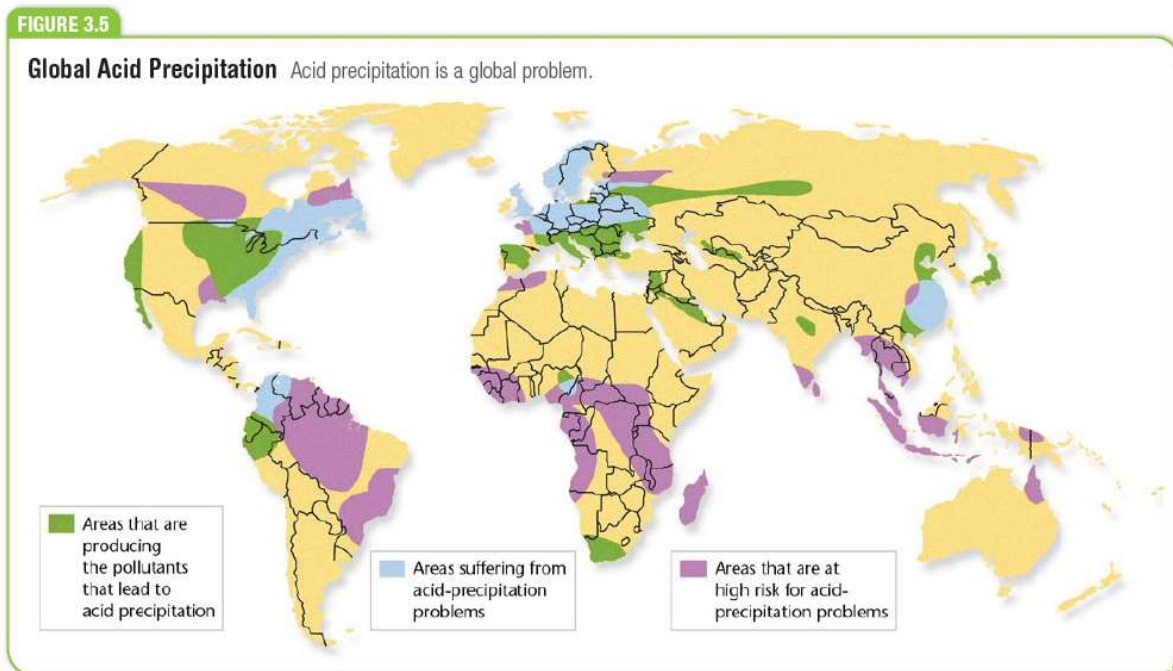


Figura 1. Mapa global de áreas productoras de contaminantes asociados a precipitaciones ácidas (color verde), áreas afectadas por problemas de precipitación ácida (color azul) y áreas de alto riesgo de precipitación ácida (color rojo).

OBJETIVO

Comparar el éxito de germinación y la sobrevivencia de una especie de planta nativa de Baja California sembrada en dos tipos de suelo: pH normal y pH ácido.

1. Sigue las instrucciones del Anexo 1 para preparar dos tipos de suelos: 1) suelo con pH normal (CONTROL) usando dH₂O y 2) suelo con pH ácido (TRATAMIENTO) preparado con HNO₃
2. Siembra 15 semillas en el suelo control y 15 semillas en el suelo con tratamiento siguiendo las indicaciones de sembrado y cuidados específicos para la especie que se utilice en esta práctica.
3. Realiza un monitoreo semanal de la germinación de las semillas y la sobrevivencia de las plantas.
4. Registra los datos en el formato de captura proporcionado para esta práctica.
5. Haz un análisis estadístico para comparar la germinación y sobrevivencia entre el grupo control (pH normal) y el grupo con tratamiento (pH ácido).
6. Elabora un reporte de laboratorio en equipos de 2-3 estudiantes siguiendo la *Guía abreviada de cómo elaborar un reporte de laboratorio y campo*—no olvides incluir la Tabla 1 del Anexo 1.

RECURSOS EXTERNOS

<http://www.inecc.gob.mx/calaire-informacion-basica/554-calaire-lluvia-acida>

<http://www3.epa.gov/acidrain/effects/index.html>

<http://pubs.usgs.gov/gip/acidrain/2.html>

REFERENCIAS

Edwards, W. J., & Edwards, C. T. (2011). Population limiting factors. *Nature Education Knowledge*, 3(10), 1.

Jain, S. V. (2021). *Applied Ecology and Sustainable Environment*. BFC Publications.

Shi, Z., Zhang, J., Xiao, Z., Lu, T., Ren, X., & Wei, H. (2021). Effects of acid rain on plant growth: A meta-analysis. *Journal of Environmental Management*, 297, 113213.

Yadav, D. S., Jaiswal, B., Gautam, M., & Agrawal, M. (2020). Soil acidification and its impact on plants. In *Plant Responses to Soil Pollution* (pp. 1-26). Springer, Singapore.

ANEXO

PREPARACIÓN DE LIXIVIADO

- El día de la práctica cada equipo deberá traer 5 kg de suelo y dos botellas de plástico de 2L con la base cortada completamente

Una solución es una mezcla homogénea, de una sola fase, estable, que no dispersa la luz y es inseparable por medios físicos simples. Las soluciones tienen al menos un solvente y al menos un soluto. La solución siempre se encontrará en el estado del solvente. Un lixiviado es el resultado de la disolución parcial de un sólido. La composición del lixiviado dependerá del solvente utilizado, la composición del sólido y las condiciones en que se prepara el lixiviado (presión, temperatura, etc.).

Una solución es considerada ácida debido a que contiene un exceso de iones hidronio (H_3O^+). Por otra parte, un exceso de iones hidroxilo (OH^-) hace que una solución sea alcalina. En el agua pura los iones hidronio son neutralizados por iones hidroxilo, por lo que tiene pH neutro. Si las moléculas de una sustancia liberan iones hidrógeno (H^+) o protones al disociarse, conocemos a una sustancia como ácido. Por ejemplo el ácido acético se disocia de la siguiente manera en agua:



Por otra parte, si la sustancia libera iones OH^- al disociarse provocará que la solución sea alcalina, por lo tanto, para producir una solución alcalina se requiere disolver una base.

La acidez de una sustancia es determinada por el número total de H^+ en la solución. De manera más precisa, la acidez es determinada por la actividad de los iones hidrógeno en la solución. El pH es el valor de acidez de una sustancia y es definido de la siguiente manera:

$$\text{pH} = -\log [\text{a}_{\text{H}^+}]$$

A temperatura y presión estándar, 1 mol de agua puede contener un total de 10^{-14} iones H^+ y/o OH^- , por lo tanto $[\text{H}^+][\text{OH}^-]=10^{-14}$. En una solución neutra $[\text{H}^+] = [\text{OH}^-]$, es decir $[\text{H}^+]=10^{-7}$, y el $\text{pH}=7.00$ ($-\log 10^{-7}=7$). Una solución es ácida cuando la $[\text{H}^+] > [\text{OH}^-]$ ($\text{pH} < 7$) y alcalina cuando $[\text{H}^+] < [\text{OH}^-]$ ($\text{pH} > 7$). La escala de pH, entonces, va de 0 a 14.

SEGURIDAD

Durante esta práctica trabajará con soluciones ácidas (pH < 3). **Utilice guantes de nitrilo y lentes de protección.**

MATERIALES Y REACTIVOS

- **5 kg de suelo ***
- **2 botellas de plástico de 2L ***
- Gasa de algodón
- 1 soporte universal
- 1 anillo metálico (el más grande)
- 1 pinza para soporte universal (2 dedos)
- 4 pipetas Pasteur c/bulbo
- 1 vaso de precipitados de 1l
- 4 vasos de precipitados de 250ml
- 1 probeta 1l
- 1 embudo Büchner
- 1 matraz Kitazato 500ml
- Ligas de hule
- Tiras indicadoras de pH 1-14
- Papel filtro Whatman #1
- Manguera para vacío
- Piceta con dH₂O
- 1 Cuba
- Gasa de algodón
- Lentes de seguridad
- Guantes de nitrilo
- Solución de HNO₃ pH 3.0
- HCl 1N
- dH₂O
- Agitador de vidrio

INSTRUCCIONES

1. Colecte 5 kg de suelo y almacénelo en una bolsa de plástico negro (utilice doble bolsa)

Anote en la Tabla 1 lo siguiente sobre la muestra de suelo

Fecha de colecta	
Localidad de colecta	
Coordenadas (GPS)	
Altura	

Profundidad	
Tipo de suelo (urbano, agrícola, industrial, etc.)	
Descripción general del suelo (color, composición general, etc.)	
Descripción del área de colecta (p.ej. suelo agrícola productivo con cultivos de zanahoria)	

Tabla 1. Plantilla de colecta de suelo

2. Tape la boquilla de las botellas de plástico con gasa para evitar que se vierta el suelo.
 - a. Coloque una pieza de gasa estirada en el exterior de la boquilla y asegure con una liga de hule
3. En un soporte universal inmovilice la botella de plástico invertida, agregue con 1kg de suelo y 1 litro de dH₂O como se muestra en la **Figura 1**. Coloque un vaso de precipitados de 1L para coleccionar el lixiviado.

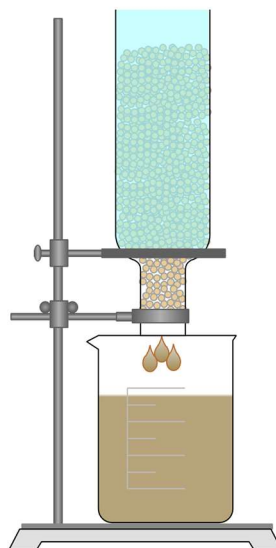


Figura 1. Preparación del lixiviado

4. Filtre el lixiviado utilizando vacío como se muestra en la **Figura 2**.
 - a. Humedezca el filtro antes de aplicar vacío para aumentar su elasticidad y evitar que se rompa.
 - b. Asegúrese que el nivel del filtro esté por debajo de la toma de aire del matraz para evitar que el líquido filtrado ingrese al sistema de vacío (línea punteada)
 - c. Guarde el filtro

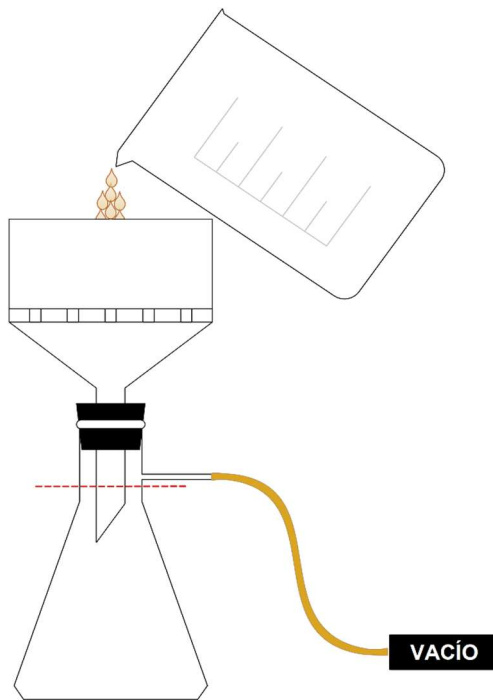


Figura 2. Filtrado con vacío

5. Almacene el lixiviado (después de filtrar) en un envase etiquetado, sellado y protegido de la luz.
6. Seque bien el suelo y almacene en un lugar protegido de la luz, para utilizarlo después.
7. Repita los pasos 2 - 5, pero ahora utilice la solución de HNO_3 pH 3.0 en lugar de dH_2O

Densidad Poblacional

Práctica 2

PRACTICA #2

Título: DENSIDAD POBLACIONAL

Duración: 12 horas

INTRODUCCIÓN:

La densidad poblacional, definida como el número de individuos por unidad de área o volumen, es la medida ecológica más básica para entender las dinámicas poblacionales y realizar planes de monitoreo, manejo de recursos y de conservación. Esta medida nos permite hacer inferencias sobre cómo interactúan los organismos con su ambiente: si las condiciones bióticas y abióticas son favorables para la especie, la densidad será alta, mientras que, si son desfavorables, la densidad será baja. La densidad poblacional es uno de los parámetros más importante que debemos conocer de una población. Por ejemplo, los biólogos de la conservación que intentan rescatar especies vulnerables o en peligro de extinción, usan la medida de densidad poblacional como un indicador de éxito o fracaso.

Idealmente, los ecólogos de poblaciones quisieran tener un conteo exacto de todos los individuos de una población a lo largo del tiempo. Sin embargo, en la mayoría de los casos, es imposible hacer conteos precisos de una población completa. Algunas poblaciones son demasiado grandes, o sus individuos son difíciles de detectar por su alta velocidad o habilidad de camuflaje. Asimismo, no sería factible contar a todas las hormigas de fuego que están invadiendo el norte de México y sureste de Estados Unidos. Esta población crecería mucho más rápido de lo que podría contarse. Debido a esto, existen diversas técnicas para hacer estimaciones poblacionales y cada una tiene ventajas y desventajas que las hacen apropiadas para diferentes situaciones.

Las aves, por ejemplo, pueden desplazarse distancias considerables por lo que en ocasiones su tamaño y densidad poblacional se estiman con métodos indirectos como el conteo de nidos. Similarmente, para otros animales difíciles de cuantificar, se pueden hacer estimaciones poblacionales contando sus madrigueras, huellas, heces o marcas que dejan en su hábitat—como los rasguños que hacen los felinos en la corteza de los árboles. En contraste, para organismos con poca o nula movilidad como las plantas, se usan otros métodos como los muestreos a distancia, cuadrantes o transectos. En esta práctica

utilizaremos tres métodos para hacer estimaciones de densidades poblacionales: 1) muestreo por remoción, 2) muestre en cuadrantes y 3) muestro a distancia.

COMPETENCIA: Cuantificar la densidad poblacional de especies selectas, mediante la toma de datos en campo, estimar y valorar la influencia de estos factores en las comunidades biológicas, terrestres y acuáticas, con una actitud crítica y responsable con el medio.

MATERIAL:

4. Computadora con internet, Java y Excel
5. Libreta de Campo, cuadrante o cuerda, guías de identificación
6. Computadora, Internet, R Statistical software con paquete “Distance”

METODOLOGÍA:

1. Muestreo por Remoción (removal sampling)

El muestreo por remoción es extremadamente popular a pesar de que existen otras técnicas más sofisticadas para medir las densidades poblacionales. Se usa frecuentemente en ecosistemas acuáticos, tanto de agua dulce como salada, y tiene una aplicación importante en las pesquerías. También se utiliza para realizar estimaciones poblacionales de especies terrestres—especialmente de aves—y otros grupos taxonómicos como mamíferos, anfibios y artrópodos. Su protocolo establece que, en cada intento de muestreo, se deben capturar y remover a los individuos del área de estudio. Debido a esto, el muestreo por remoción es muy útil cuando se trabaja con poblaciones de especies invasoras, ya que, al remover a los individuos del área de estudio, se logra reducir y a veces erradicar a estas poblaciones no deseables.

El principio básico del muestreo por remoción es que un esfuerzo de muestreo constante eliminará una proporción constante de la población al momento de realizarse el muestreo. Así, si el tamaño total de la población es N y p denota la probabilidad de captura de un individuo durante un intento de muestreo, el número esperado de capturas estará dado por: pN , $p(N - pN)$ y $p[N - pN - p(N - pN)]$ para el primer, segundo y tercer intento de muestreo, respectivamente. Las estimaciones poblacionales se pueden obtener de diferentes formas, incluyendo, obteniendo estimaciones de máxima verosimilitud o

graficando la captura (eje y) por unidad de esfuerzo de captura (eje x) como una función de capturas anteriores.

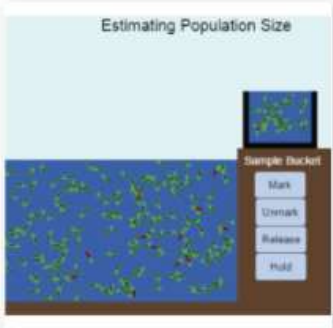
Para realizar un muestreo por remoción se deben cumplir tres supuestos:

1. Cada individuo de la población debe tener la misma probabilidad de ser capturado y esta probabilidad debe ser independiente. Esto es, el muestreo debe ser aleatorio.
2. El tamaño de la población no debe estar aumentando o disminuyendo por medio de nacimientos, muertes, migración o emigración. La captura y remoción debe ser la única causa de disminución.
3. La probabilidad de capturar a un individuo debe ser igual para cada periodo de muestreo.

SIMULACIÓN DE POBLACIÓN VIRTUAL

Usando un simulador de Virtual Biology Lab (VBL) que modela densidades variables para una población virtual de renacuajos que nadan en un estanque, usarás una red para capturar y remover renacuajos de la población (Figura 1). Estos renacuajos nadan aleatoriamente, a diferentes velocidades según los parámetros que asignes al modelo, y sus movimientos son independientes unos de otros. Con este programa podrás capturar a los renacuajos, transferirlos a un encierro, contarlos, crear una base de datos y estimar el tamaño y densidad poblacional. También podrás cambiar el tamaño del estanque, la velocidad a la que nadan los renacuajos, elegir redes de distintas dimensiones y hacer estimaciones de poblaciones chicas, medianas o grandes. Los modelos de VBL son estocásticos, por lo que cada simulación es única e irrepetible y los datos generados son biológicamente realísticos.

<http://virtualbiologylab.org/population-ecology/>



Model 2 – Estimating Population Size

Knowing how many individuals are in a population can be critical. How can you tell how many there are when there are too many to count? This model simulates a pond of tadpoles. The population size can be estimated in three ways: direct sampling, sampling with removal, and mark/recapture.

↙

Launch Model

Directions - PDF

speed

ticks: 0

Estimating Population Size

Setup

Go

Pond_Size
Medium

Population_Size
Large

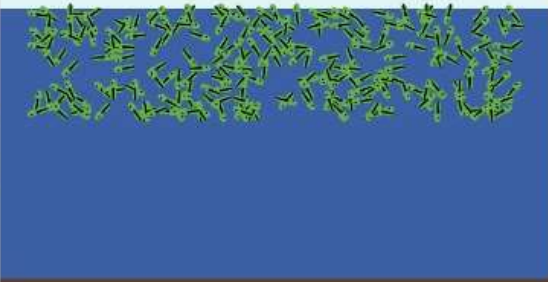
Net_Size
Medium

Pond Volume
127.5

Small Net
3.0 L

Medium Net

Large Net
25.0 L



Sample Bucket

Mark

Unmark

Release

Hold

Unmark All

Holding Pen

Empty Pen

Net Size

Dip Net

Total Marked
0

Marked In Bucket
0

Total In Bucket
0

Current Sample
0

Total Caught
0

Figura 1: Captura de pantalla de la simulación para estimar tamaño poblacional.

Pasos para tomar muestras de renacuajos:

1. Ajusta los parámetros del modelo: volumen del estanque, tamaño de la población, tamaño de la red y velocidad de los renacuajos (Tabla 1).

2. Haz click en “Setup” para que los parámetros que seleccionaste queden activados en el modelo.
3. En tu base de datos (formato de Excel), registra los valores que seleccionaste para cada parámetro antes de iniciar la simulación.
4. Haz click en “Go” para que empiecen a nadar los renacuajos.
5. Haz click en “Dip Net” para sumergir la red y tomar una muestra de renacuajos. El valor de “Current Sample” indica cuántos renacuajos capturaste.
6. Si quieres tomar más muestras, haz click en “Holding Pen” para pasar los renacuajos que capturaste a un encierro. “Total Caught” indica el número total de renacuajos que has capturado en todos tus intentos de muestreo.

Tabla 1. Controles y Parámetros del modelo

Control/Parámetro	Acción
Setup	Configurar modelo y asignar parámetros
Go	Inicia la simulación—los renacuajos empiezan a nadar
Pond Size	Establece el volumen del estanque en litros (Pequeño = 76.5, Mediano = 127.5, Grande = 178.5)
Population Size	Establece el tamaño de la población (Pequeño = 25, Mediano = 100, Grande = 250)
Net Size	Establece el volumen de la red en litros (Pequeño = 3, Mediano = 11, Grande = 25)
Dip Net	Sumerge la red en el estanque (toma de muestra)
Hold	Coloca a los renacuajos capturados en el encierro
Release	Regresa a los renacuajos en la cubeta de muestra (sample bucket) al estanque
Empty Pen	Regresa a los renacuajos en el encierro (holding pen) al estanque

NOTA: Si tienes problemas para usar el simulador, asegúrate de tener instalado JAVA con los permisos necesarios para funcionar en tu navegador. Si aún no funciona, intenta cambiar de navegador y usar Microsoft Edge.

Enable Java in the browser through the Java Control Panel

1. In the Java Control Panel, click the Security tab.
2. Select the option Enable Java content in the browser.
3. Click Apply and then OK to confirm the changes.
4. Restart the browser to enable the changes.

ESTIMACIÓN DEL TAMAÑO POBLACIONAL

Un método sencillo para estimar el tamaño de una población a partir del muestreo por remoción fue sugerido por Eberhardt en 1982. Para usar este método, un proxy o índice del tamaño de la población—como el número de animales atropellados—debe medirse antes (índice 1) y después (índice 2) de la remoción de un número conocido de individuos. Se asume que este índice tiene una relación desconocida pero constante con el tamaño de la población. Por ejemplo, un conteo de venados muertos podría representar el 15% de la población de venados en un área. Si se conoce el número de animales que se remueven de la población después de medir el primer índice, se puede entonces estimar el tamaño de la población con la siguiente ecuación:

$$\hat{N} = \frac{x_1 R}{X_1 - X_2}$$

\hat{N} = Tamaño la población en el tiempo 1

X_1 = Conteo del índice en el tiempo 1

X_2 = Conteo del índice en el tiempo 2

R = Número de animales removidos

Pasos para estimar el tamaño poblacional de los renacuajos utilizando el muestreo de remoción con el método de Eberhardt (ver Tabla 2):

1. Haz un primer muestreo de renacuajos (X_1) siguiendo los “pasos para tomar muestras de renacuajos”.
2. X_1 puede representar uno o más intentos de muestreo, en caso de hacer más de un intento, debes enviar a los renacuajos que vayas capturando a un encierro “Holding Pen”. Ten cuidado de NO dar click en “Release”, esto regresaría a los renacuajos al estanque. También asegúrate de esperar suficiente tiempo entre los intentos de captura para que los renacuajos puedan moverse y desplazarse lo suficiente para garantizar la independencia de tus muestras.
3. El valor de X_1 será la suma de renacuajos capturados en todos los intentos y deberá ser la misma cifra que “Total Caught”.
4. Después de estimar X_1 , libera a todos los renacuajos usando “Empty Pen”.
5. Para estimar R , debes capturar y remover renacuajos del estanque. Puedes hacer uno o más intentos de captura, pero debes enviar a todos estos renacuajos al encierro “Holding Pen” donde deben permanecer mientras estimas X_2 .
6. El valor de X_2 se obtiene con un segundo muestreo, cuidando que tenga el mismo número de intentos que X_1 .

El método de Eberhardt es particularmente útil para situaciones de manejo que requieren de la remoción de individuos y cuando no es factible—ya sea logística o económicamente—capturar y marcar a una fracción alta de la población.

Tabla 2: Ejemplo de base de datos para estimar X_1 , R y X_2 .

Número de intento	X_1	R	X_2
1	93	357	28
2	44		19
3	79		14
4	46		12
5	25		3
6	14		0
Total:	301		76

NOTA: Se recomienda que se realicen los números de intentos de captura necesarios para que X_1 disminuya en tres intentos consecutivos, ejemplo (Tabla 2): intento 3 ($X_1 = 79$) > intento 4 ($X_1 = 46$), intento 4 ($X_1 = 46$) > intento 5 ($X_1 = 25$), intento 5 ($X_1 = 25$) > intento 6 ($X_1 = 14$).

ESTIMACIÓN DE LA DENSIDAD POBLACIONAL

La densidad poblacional de estima dividiendo el tamaño de la población entre el área o volumen.

$$D = P / A$$

D = Densidad Poblacional

P = Tamaño Poblacional

A = Área o Volumen

2. Muestreo en Cuadrantes (quadrant or plot sampling)

El muestreo en cuadrantes consiste en seleccionar aleatoriamente un número de cuadrantes (pequeñas áreas) dentro del área de estudio y contar los organismos de interés que están contenidos dentro de cada cuadrante. Dado que los cuadrantes son seleccionados al azar, podemos suponer que la densidad de individuos en los cuadrantes es representativa de toda el área de estudio.

Un cuadrante es típicamente un marco cuadrado construido de plástico, tubería pvc, metal o madera que se coloca directamente arriba de la vegetación o de los organismos a estudiar (e.g., moluscos, insectos o cangrejos). Los cuadrantes no tienen que ser cuadrados, otras formas incluyen círculos y rectángulos, pero su área debe ser conocida. Comúnmente los cuadrantes cuadrados miden 25 x 25 cm, 50 x 50 cm, o 1 x 1 m, pero pueden ser de otros tamaños dependiendo de las características de la especie de estudio. Diversas disciplinas científicas utilizan los muestreos en cuadrantes, como investigaciones botánicas sobre la composición de la vegetación nativa o estudios arqueológicos.

Para seleccionar el tamaño adecuado de un cuadrante, es importante que sea lo suficientemente grande para poder lograr una buena estimación de la densidad

poblacional. No obstante, también debe ser lo suficientemente pequeño para que los conteos y/o estimaciones puedan realizarles en tiempos razonables. Esto es, no queremos contar cientos de individuos por cuadrante. Un cuadrante es “muy grande” si las dos especies más abundantes se encuentran en todos los cuadrantes y, es “muy pequeño”, si la especie más abundante no se encuentra en la mayoría de los cuadrantes. Si más del 5% de los cuadrantes no tienen al organismo de interés, se debe incrementar el tamaño.

Algunas de los parámetros que se pueden estimar con los cuadrantes son:

- Densidad- el número de individuos de una población en un área determinada.
- Cobertura- porcentaje de área que es cubierto por vegetación.
- Frecuencia- la proporción de cuadrantes en los que se encuentra la especie de interés.

Pasos para hacer un muestreo con el método de cuadrantes:

1. Identifica los principales tipos de hábitats que hay en tu área de estudio, por ejemplo, en la colonia de bobos de patas azules de Isla Isabel encontramos: bosque, pastizal, zonas arenosas y zonas rocosas.
2. Para cada tipo de hábitat, elige un mínimo de tres sitios para hacer muestreos. Es importante que estos sitios sean “espacialmente independientes” por lo que deben de estar separados entre sí. La distancia mínima entre los sitios de muestreo dependerá del tamaño de los cuadrantes, por ejemplo, cuadrantes que miden 1 m² deben estar separados por al menos 5 metros.
3. Haz una lista de todos los organismos que están adentro de tu cuadrante. Según el objetivo de tu investigación, podría ser o no necesario identificar cada organismo a nivel de especie. Elige una regla para decidir si organismos que están en los límites del cuadrante deben ser contados o no, por ejemplo, podrías contar individuos si el 50 % o más de su cuerpo se encuentra dentro del cuadrante o descartar a todos los individuos que toquen el borde.
4. En cada cuadrante estima el porcentaje de cobertura de organismos no móviles (e.g. algas, plantas, anémonas, moluscos), la densidad de organismos móviles

- (e.g. insectos, cangrejos, estrellas de mar, lagartijas) y la frecuencia del organismo de interés.
5. Para verificar que tus datos no estén espacialmente autocorrelacionados puedes hacer una prueba estadística como Moran's I o Mantel para datos paramétricos y no paramétricos respectivamente (ver anexo).

3. Muestreo a Distancia (distance sampling)

El método de muestreo a distancia reúne diferentes métodos utilizados para estimar la densidad y/o abundancia de poblaciones biológicas. Se puede considerar como una extensión del muestreo en cuadrantes, sin embargo, es más eficiente y menos laborioso ya que en el muestreo a distancia no es necesario detectar y contar a todos los organismos dentro de un área. Además, comparado con el muestro en cuadrantes, la precisión del muestreo a distancia es menos afectada por variaciones en el terreno, se pueden hacer mejores estimaciones de poblaciones con densidades bajas y es más fácil de implementar en el campo.

El muestreo a distancia consiste en que un observador debe contar objetos y medir la distancia entre el punto de observación y el objeto detectado. Las observaciones pueden hacerse desde un punto fijo, o bien, el observador puede estar en movimiento—ya sea a pie, a caballo, en lancha, helicóptero o avión—a lo largo de una línea recta (transecto). Dado que la probabilidad de detección disminuye con la distancia entre el observador y el objeto, se pueden utilizar las distancias a cada uno de los objetos detectados para construir un modelo de probabilidad de detección basado en la distancia. Este modelo puede usarse para inferir cuántos objetos no fueron detectados y producir estimaciones de densidad y/o abundancia. Hay diversas aplicaciones para el muestro a distancia. Los objetos detectados no necesariamente tienen que ser animales y plantas, por ejemplo, hay estudios que han inferido densidades poblacionales con este método haciendo conteos de excrementos o de nidos. Además, también se pueden hacer conteos usando señales auditivas como cantos de aves o vocalizaciones de ballenas.

El paquete “Distance” del programa estadístico R tiene las herramientas necesarias para analizar datos obtenidos con el método de muestreo a distancia. Incluye dos bases de datos reales colectadas con este método que se pueden utilizar para aprender a usar

los comandos en el lenguaje R: 1) 99 observaciones de ballenas minke de antártica (*Balaenoptera bonaerensis*) colectadas con 25 transectos en línea y 2) 1,485 observaciones del ave amakihi de Hawái (*Hemignathus virens*) tomadas desde 41 puntos de observación fijos.

El primer paso es crear un modelo dentro del paquete “Distance” con las observaciones obtenidas con el método de muestreo a distancia, para esto, usaremos los datos de las ballenas minke (Miller et al. 2019):

```
R> library("Distance")
R> data("minke")
R> head(minke)
R> minke_hn <- ds(minke, truncation = 1.5)
```

Con el siguiente código podemos después ver los resultados de la estimación de abundancia usando el resumen del modelo:

```
R> summary(minke_hn)
```

Este comando imprime una gran cantidad de información, incluyendo tres tablas:

1. Resumen estadístico: número de observaciones, áreas, número de transectos, tasa de encuentro, error estándar y coeficiente de variación.
2. Abundancia: estimación de abundancia, error estándar, coeficiente de variación, intervalos de confianza y grados de libertad.
3. Densidad: estimación de densidad, error estándar, coeficiente de variación, intervalos de confianza y grados de libertad.

```
R> minke_table <- summary(minke_hn)$dht$individuals$N
R> minke_table$lcl <- minke_table$ucl <- minke_table$df <- NULL
R> colnames(minke_table) <- c("Stratum", "$\\hat{N}$",
+ "$\\text{se}(\\hat{N})$", "$\\text{CV}(\\hat{N})$")
```

ACTIVIDAD:

Elabora un reporte de laboratorio en equipos de 2-3 estudiantes siguiendo la *Guía abreviada de cómo elaborar un reporte de laboratorio y campo* incluyendo los resultados.

REFERENCIAS

Miller, D. L., Rexstad, E., Thomas, L., Marshall, L., & Laake, J. L. (2019). Distance sampling in R. *Journal of Statistical Software*, 89, 1-28.

Rodriguez de Rivera, O., & McCrea, R. (2021). Removal modelling in ecology: A systematic review. *Plos one*, 16(3), e0229965.

Shen, G., Wang, X., & He, F. (2020). Distance-based methods for estimating density of nonrandomly distributed populations. *Ecology*, 101(10), e03143.

[NetLogo Web: Estimating Population Size \(virtualbiologylab.org\)](https://virtualbiologylab.org)

ANEXO

HOW CAN I CALCULATE MORAN'S I IN R? | R FAQ

Moran's I is a measure of spatial autocorrelation—how related the values of a variable are based on the locations where they were measured. Using functions in the **ape** library, we can calculate Moran's I in R. To download and load this library, enter **install.packages("ape")** and then **library(ape)**.

Let's look at an example. Our dataset, **ozone**, contains ozone measurements from thirty-two locations in the Los Angeles area aggregated over one month. The dataset includes the station number (**Station**), the latitude and longitude of the station (**Lat** and **Lon**), and the average of the highest eight hour daily averages (**Av8top**). This data, and other spatial datasets, can be downloaded from the University of Illinois' Spatial Analysis Lab. We can look at a summary of our location variables to see the range of locations under consideration.

```
ozone <- read.table ("https://stats.idre.ucla.edu/stat/r/faq/ozone.csv",
  sep=";", header=T)
head(ozone, n=10)
```

Station	Av8top	Lat	Lon
1	60	7.225806	34.13583 -117.9236
2	69	5.899194	34.17611 -118.3153
3	72	4.052885	33.82361 -118.1875
4	74	7.181452	34.19944 -118.5347
5	75	6.076613	34.06694 -117.7514
6	84	3.157258	33.92917 -118.2097
7	85	5.201613	34.01500 -118.0597
8	87	4.717742	34.06722 -118.2264
9	88	6.532258	34.08333 -118.1069
10	89	7.540323	34.38750 -118.5347

To calculate Moran's I, we will need to generate a matrix of inverse distance weights. In the matrix, entries for pairs of points that are close together are higher than for pairs of points that are far apart. For simplicity, we will treat the latitude and longitude as values on a plane rather than on a sphere—our locations are close together and far from the poles. When using latitude and longitude coordinates from more distant locations, it's wise to calculate distances based on spherical coordinates (the **geosphere** package can be used). We can first generate a distance matrix, then take inverse of the matrix values and replace the diagonal entries with zero:

```
ozone.dists <- as.matrix(dist(cbind(ozone$Lon, ozone$Lat)))
ozone.dists.inv <- 1/ozone.dists
diag(ozone.dists.inv) <- 0
ozone.dists.inv[1:5, 1:5]
```

We have created a matrix where each off-diagonal entry $[i, j]$ in the matrix is equal to $1/(\text{distance between point } i \text{ and point } j)$. Note that this is just one of several ways in which we can calculate an inverse distance matrix. This is the formulation used by Stata. In SAS, inverse distance matrices have entries equal to $1/(1 + \text{distance between point } i \text{ and point } j)$ and there are numerous scaling options available.

We can now calculate Moran's I using the command **Moran.I**.

```
Moran.I (ozone$Av8top, ozone.dists.inv)
```

```
$observed
```

```
[1] 0.2265501
```

```
$expected
```

```
[1] -0.03225806
```

```
$sd
```

```
[1] 0.03431138
```

```
$p.value
```

```
[1] 4.596323e-14
```

Based on these results, we can reject the null hypothesis that there is zero spatial autocorrelation present in the variable **Av8top** at $\alpha = .05$.

Tablas de Vida

Práctica 3

PRACTICA #3

Título: TABLAS DE VIDA

Duración: 12 horas

INTRODUCCIÓN

Una tabla de vida es un registro de las tasas de supervivencia, reproducción y/o mortalidad de una población, desglosadas por edad, tamaño o etapa de desarrollo. Las tablas de vida son útiles para predecir si una población va a crecer o a disminuir y resumen las probabilidades de que un individuo de una población viva o muera a una edad en particular. Esta información puede ser crítica para esfuerzos de conservación—como reintroducciones o eliminación de especies invasivas—en los que es indispensable saber si una población está estable o en riesgo.

Para crear tablas de vida, los ecólogos poblacionales monitorean a los individuos de una población y registran datos como el número de crías que produce cada hembra, así como las fechas y las causas de muerte. Después de reunir información de diferentes poblaciones, abarcando varios años y condiciones ambientales fluctuantes, los ecólogos resumen estos datos en una tabla y hacen estimaciones como porcentajes de mortalidad en cada estadio de desarrollo (e.g. huevo, larva, pupa, adulto) o en rangos de edad (e.g. 0-10 años, 11-20 años, 21-30 años, 31-40 años, 41-50 años, etc.).

Las tablas de vida pueden utilizarse para examinar los cambios de mortalidad. Por ejemplo, la Tabla 1 representa la mortalidad de una población hipotética de insectos en la que las hembras ponen un promedio de 200 huevos durante toda su vida. La mitad de los huevos son consumidos por depredadores, el 90 % de las larvas mueren al ser parasitadas y 3/5 de las pupas mueren congeladas durante el invierno.

Tabla 1. Ejemplo de una Tabla de Vida para una población hipotética de insectos.

Estadio de Desarrollo	Individuos observados	Causas de Mortalidad	Número de Muertes	Porcentaje de Mortalidad
Huevo	200	Depredación	100	50 %
Larva	100	Parasitismo	90	90 %

Pupa	10	Congelamiento	6	60 %
Adulto	4	NA	0	0 %

La tabla de vida de la población hipotética de insectos inicia con una cohorte de 200 huevos (la progenie de una hembra promedio). Este número representa el potencial biótico de esta población—el número máximo de descendientes que se producen en una generación cuando las condiciones son ideales. La primera fila de la tabla enlista el tamaño de puesta, la principal causa de que los huevos no eclosionen, el número de huevos no eclosionados y el porcentaje de mortalidad en esta etapa. En este ejemplo, un promedio de 100 individuos logra eclosionar y convertirse en larvas. La segunda fila muestra la mortalidad de estas 100 larvas, solamente 10 de ellas sobreviven y se convierten en pupas. La tercera fila enlista la mortalidad de las 10 larvas—seis de ellas mueren congeladas durante el invierno. Quedan 4 individuos que sobreviven a la etapa adulta para reproducirse. Si asumimos una proporción de sexos de 1:1, entonces quedan 2 machos y 2 hembras para reproducirse e iniciar la siguiente generación.

El número promedio de crías que produce una hembra en cada etapa/edad junto con la proporción de individuos sobrevivientes en cada nivel puede usarse para evaluar la tasa a la que cambia el tamaño de una población a través del tiempo. Estas tasas son usadas por demógrafos y ecólogos de poblaciones para estimar el crecimiento y evaluar los efectos de los esfuerzos de conservación. El número promedio de crías que una hembra produce durante toda su vida se llama tasa reproductiva (R_0). Si todas las hembras sobreviven a la edad más vieja posible para esa población, la tasa reproductiva neta sería la suma del número promedio de crías producidas por las hembras a cada edad. Sin embargo, en poblaciones reales, hay hembras que mueren a edades más tempranas. La tasa reproductiva neta para una cohorte se obtiene multiplicando la proporción de hembras que sobreviven a cada edad (l_x) por el número promedio de crías producidas en cada edad (m_x) y sumando los productos de todos los grupos de edades:

$$R_0 = \sum l_x m_x$$

- Si el valor de R_o es menor a 1, la población está decreciendo—si esta situación persiste, eventualmente la población se extinguirá.
- Si el valor de R_o es mayor a 1, la población está creciendo—si esta situación persiste, eventualmente la población sobrepasará la capacidad de carga. Este tipo de crecimiento poblacional suele ser indicativo de hábitats perturbados, presencia de especies introducidas u otros factores antropogénicos.
- Si el valor de R_o es igual a 1, la población está estable—la mayoría de las poblaciones naturales tienen valores de R cercanos a 1.

COMPETENCIA: Construir tablas de vida de especies selectas mediante el uso de datos reales y disponibles, para proyectar el crecimiento poblacional, con actitud crítica y objetiva.

MATERIAL:

1. Semillas de plantas florales nativas a Baja California, formato para captura de datos, computadora y Excel
2. Datos de sobrevivencia, computadora y Excel
3. Computadora y R

METODOLOGÍA:

1. Tablas de Vida de sobrevivencia para plantas nativas florales

Las tablas de vida para poblaciones de plantas pueden seguir el desarrollo de plantas individuales a lo largo de su vida ya sea en su hábitat natural o en ambientes artificiales como laboratorios o invernaderos. Este tipo de tablas inician con la siembra de semillas—u observaciones de germinaciones naturales—y continúan a través de todas las etapas de desarrollo hasta que se producen las semillas que darán origen a la siguiente generación. No todas las semillas son viables y, si se ponen a germinar, es posible estimar esta primera causa de mortalidad.

El número de plantas vivas N_x debe registrarse para cada etapa de vida y debe estimarse el número de muertes en cada intervalo de edad d_x . Este último se

determina restando el número de individuos vivos en un intervalo del número de individuos vivos en el intervalo anterior. La tasa de mortalidad q_x se estima dividiendo el número de muertos entre el número de vivos al inicio de un intervalo. Además, se puede estimar la intensidad de mortalidad (*k-valores*) en cada etapa restando el valor \log_{10} al número de individuos que aún están vivos en intervalos subsecuentes.

El objetivo principal de esta práctica es construir una Tabla de Vida para dos o tres especies de plantas florales nativas de Baja California como: amapola dorada (*Eschscholzia californica*), casas chinas (*Collinsia Heterophylla*), algodoncillo de california (*Asclepias californica*) u ojos azules de bebé (*Nemophila menziesii*). El objetivo secundario es identificar qué factores ambientales y biológicos afectan: 1) el éxito de germinación, 2) la sobrevivencia en cada una de las etapas de vida y 3) el éxito de floración.

ELABORACIÓN DE TABLAS DE VIDA Y CAPTURA DE DATOS

1. Sembrar 10-20 semillas de cada especie y seguir las instrucciones de germinación y cuidado para cada especie.
2. Realizar un monitoreo semanal en el mismo día de la semana y registrar los datos en el formato de captura de datos de Excel (ver Tabla 1). Este monitoreo se realizará durante ~12 semanas consecutivas.
3. Estimar la tasa de mortalidad y la sobrevivencia.
4. Usar modelos lineales generalizados y mixtos en R para identificar los factores que afectan el éxito de germinación, la sobrevivencia y el éxito de floración.

TABLA 1. Tabla con las descripciones de las variables incluidas en el formato de captura de datos.

Variable	Descripción
Semana	Número de semana a partir del día de siembra (proxy para edad)
Matrícula	Matrícula del estudiante
Sexo	Sexo biológico del estudiante (mujer, hombre)
Nombre científico	Nombre científico de la planta—incluir género y especie

Fecha de siembra	Fecha en la que se sembraron las semillas
Número de semillas	Número total de semillas sembradas
Coordenadas X y Y	Coordenadas geográficas: latitud (Y) y longitud (X) expresadas en grados decimales (31.865780, -116.666879). Pueden obtenerse con un GPS, APP de geolocalización o colocando un pin en Google Maps
Sitio de siembra	Maceta en interior, maceta en exterior, jardín u otro. En caso de “otro” definir en observaciones.
Orientación	Orientación del sitio de siembra: Norte, Sur, Este u Oeste. Debe actualizarse en caso de mover la planta de lugar
Tipo de luz	Directa, indirecta, sombreado u otro. En caso de “otro” explicar en observaciones
Riego	(0) Ninguna—olvidé regar esta semana, (1) una vez, (2) dos veces, (3) tres o más veces en esta semana
Tipo de tierra	Natural (colectada del campo), negra (comprada en algún vivero o tienda), especializada (tierra especial para plantas florales)
Fertilizante	Sí o no. En caso de “sí” incluir el tipo de fertilizante en observaciones
Plaguicida	Sí o no. En caso de “sí” incluir el tipo de plaguicida en observaciones
Plantas vivas	Número de plantas vivas en cada semana N_x
Muertes por semana	Número de plantas muertas en cada semana d_x
Tasa de mortalidad	Número de muertos entre el número de vivos al inicio de un intervalo q_x
Sobrevivencia	Índice de sobrevivencia estimado dividiendo el número de plantas vivas entre el número de semillas plantadas
Plantas con flores	Número de plantas con flores en cada semana

2. Elaboración de curvas de sobrevivencia

Las tablas de sobrevivencia son gráficas que muestran la fracción de una población que sobrevive de un intervalo de edad al siguiente.

1. Hacer una hoja de Excel que contenga las columnas de edad y sobrevivencia para cada una de las especies de plantas incluidas en la Tabla de Vida.
2. Seleccionar únicamente las columnas de edad y de sobrevivencia correspondientes a la primera especie—por ejemplo, amapola dorada. Tip: seleccionar la columna de edad y presionar Ctrl para seleccionar la columna de sobrevivencia y mantener seleccionada la columna de edad.
3. Dar click en la pestaña de Insertar y seleccionar gráfica.
4. Elegir la gráfica de línea “line chart”.

5. En editor de gráfica “chart editor” dar click en agregar series “add series” y seleccionar la columna de sobrevivencia de la segunda especie de plantas.
6. Repetir el paso número 5 para la tercera especie de plantas.
7. Cualquier duda consultar el tutorial de YouTube: “How to Make Life Tables and Survivorship Curves” por Andrea Unger.

<https://youtu.be/Lp1uWG1qYqk>

3. Elaboración de curvas de crecimiento poblacional

Estudios sobre cómo y por qué las poblaciones crecen—o disminuyen—generan información necesaria para poder hacer predicciones sobre cambios futuros en el tamaño de las poblaciones y sus tasas de crecimiento. Esto es esencial para responder preguntas en áreas como la conservación de biodiversidad, por ejemplo, se sabe que una población de osos polares está disminuyendo, pero ¿qué tan rápido y cuándo llegará a ser tan pequeña que estará en riesgo de extinguirse? Además, sirven para monitorear el crecimiento de la población humana y los efectos de este crecimiento en el cambio climático, uso de recursos y pérdida de biodiversidad. Finalmente, los estudios sobre crecimiento poblacional ayudan a entender cómo los organismos interactúan entre sí y con su ambiente.

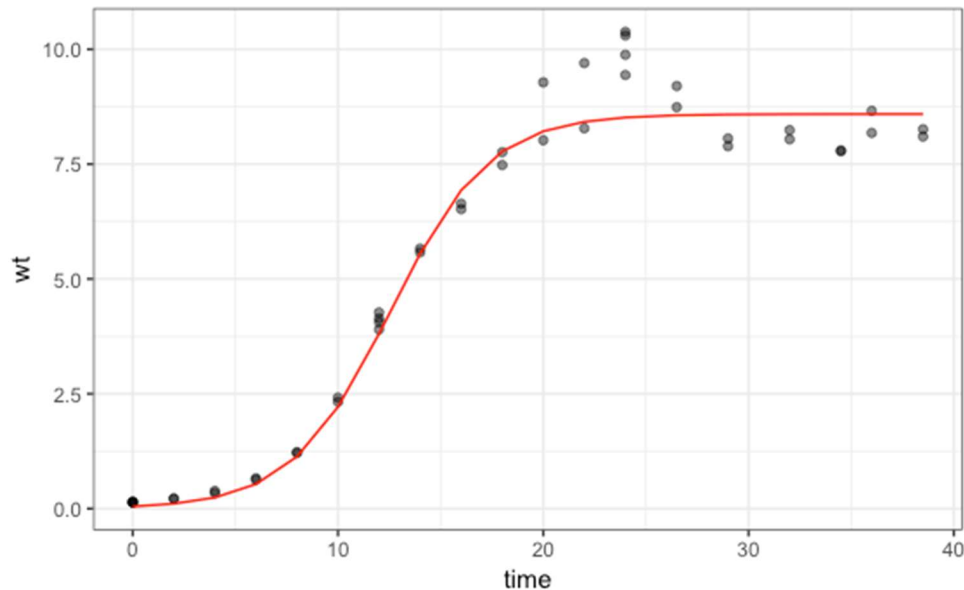
Growthcurver es un paquete en el programa estadístico R que ajusta datos de curvas de crecimiento a ecuaciones logísticas estándares en ecología y evolución. Sus parámetros—la tasa de crecimiento, el tamaño inicial de la población y la capacidad de carga—permiten realizar interpretaciones biológicas a nivel poblacional.

```
library(dplyr)
library(reshape2)
library(ggplot2)
library(growthcurver)
library(purrr)

df <- read.csv(file.choose(), header = TRUE, sep = "\t", dec = ".")

ggplot(df, aes(x = time, y = wt)) + geom_point(alpha=0.7)
```

```
predict(model.wt$model) # gives you the predicted OD values (according to the model)
```



```
df.predicted <- data.frame(time = df$time, pred.wt = predict(model.wt$model))  
p1 + geom_line(data=df.predicted, aes(y=df.predicted$pred.wt), color="red")
```

ACTIVIDAD:

Elabora un reporte de laboratorio en equipos de 2-3 estudiantes siguiendo la *Guía abreviada de cómo elaborar un reporte de laboratorio y campo* incluyendo los resultados.

REFERENCIAS

http://rstudio-pubs-static.s3.amazonaws.com/270755_b6a3cb371bob446891deba7aa7fa55f2.html

Snider, S. B., & Brimlow, J. N. (2013). An introduction to population growth. *Nature Education Knowledge*, 4(4), 3.

Sprouffske, K., & Wagner, A. (2016). Growthcurver: an R package for obtaining interpretable metrics from microbial growth curves. *BMC bioinformatics*, 17(1), 1-4.

Captura y Recaptura

Práctica 4

PRACTICA #4

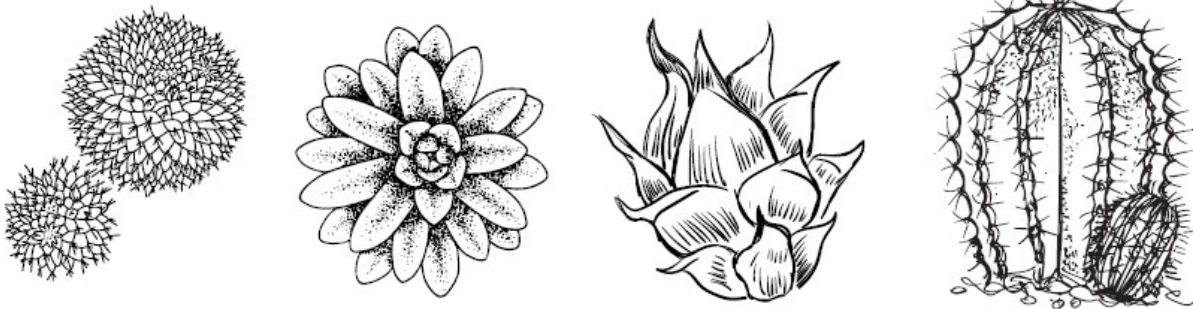
Título: CAPTURA Y RECAPTURA

Duración: 12 horas

INTRODUCCIÓN

La técnica de Captura-Recaptura se utiliza para estimar el tamaño de una población cuando no es práctico contar a todos los individuos. Se usa principalmente para poblaciones grandes de animales pequeños como artrópodos, lagartijas, roedores, etc. Sin embargo, también es útil para animales móviles que se desplazan distancias grandes, como osos y venados. Este método consiste en capturar animales aleatoriamente, marcarlos, y liberarlos para que se mezclen nuevamente con los demás animales de la población. Después de un tiempo, se hace una segunda captura para determinar la proporción de animales marcados y no marcados y así estimar el tamaño poblacional.

El Cerro del Vigia se encuentra en Zona Playitas, entre la Colonia Moderna y la Carretera Transpeninsular Tijuana-Ensenada (31.8638,-116.6436). El hábitat en esta área está moderadamente perturbado por la urbanización colindante, actividades recreativas, e incendios estacionales. Contiene numerosas especies de plantas nativas, incluyendo mammillarias, dudleyas, pitayas, biznagas, diversas flores anuales, especies aromáticas y arbustos con propiedades medicinales.



Los escarabajos coleópteros (*Eleodes spp*) son insectos detritívoros que se alimentan de plantas y materiales orgánicos en descomposición. Son comunes en ecosistemas desérticos donde realizan importantes funciones como el reciclamiento de nutrientes y contribuyen a la aireación del suelo, además de formar parte de la cadena alimenticia al ser presas de diversos depredadores. Existe evidencia de que los escarabajos *Eleodes* parecen preferir microhábitats con abundante vegetación sobre

microhábitats con escasa vegetación o sin vegetación, especialmente durante días calurosos.

El objetivo principal de esta práctica es estimar el tamaño poblacional de pinacates (*Eleodes spp.*) en el Cerro del Vigia usando la técnica de Captura y Recaptura. Los objetivos secundarios son: 1) Caracterizar el tipo de hábitat asociado a la presencia de pinacates, 2) calcular el desplazamiento de pinacates recapturados, y 3) elaborar un mapa de la distribución de los pinacates en el Cerro del Vigia.

COMPETENCIA: Estimar el tamaño de una población teórica, mediante la aplicación de métodos de marcado y recaptura disponibles en la literatura, para diseñar el tamaño de la población, con actitud crítica y objetiva.

MATERIAL:

4. Libreta de campo y/o formato de captura de datos, marcador (barniz de uñas), cinta para medir, 1 Tubo Falcon de 50 ml, GPS o aplicación en celular para toma de coordenadas y cuadrante de 2 x 2 metros y guía de identificación de plantas de Baja California.
5. Libreta de campo y/o formato de captura de datos, cinta para medir, 1 Tubo Falcon de 50 ml y GPS o aplicación en celular para toma de coordenadas.
6. Computadora, Excel y JAMOVI.

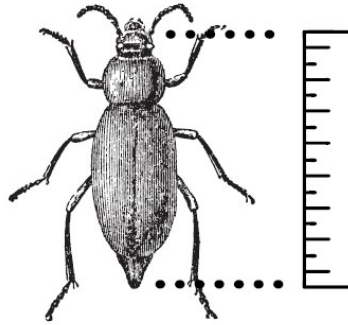
METODOLOGÍA:

1. Primera Captura de Pinacates

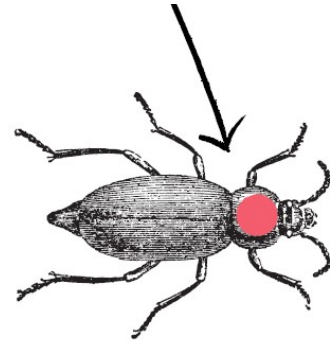
- Explora aleatoriamente el Cerro del Vigia en búsqueda de pinacates.
- Al encontrar un pinacate, captúralo y pon una señal en el sitio exacto donde lo encontraste.
- Coloca al pinacate adentro del tubo Falcon (Figura 1) y usa una cinta métrica o regla para medirlo longitudinalmente (Figura 2).
- Marca al pinacate con el barniz de uñas colocando un círculo pequeño en su tórax (Figura 3). Resguarda al pinacate adentro del tubo durante 2-3 minutos para que seque el barniz y después libéralo en el sitio donde lo encontraste.



1



2



3

NOTA: Cada equipo debe usar un **color de barniz único** para poder identificar individualmente a cada pinacate usando el color de barniz + su medida longitudinal como referencias.

- Usa tu GPS o teléfono celular para obtener las coordenadas geográficas, latitud (Y) y longitud(X). Si usas tu celular, puedes instalar un APP que use GPS y te dé las coordenadas geográficas. iNaturalist es una buena opción, además puedes documentar los pinacates que encuentres subiendo una foto. Alternativamente, puedes encontrar las coordenadas usando Google Maps:

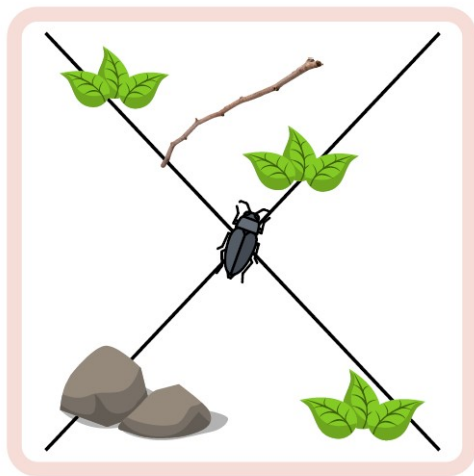
1. Haz zoom en tu ubicación (círculo azul)
2. Presiona tu ubicación para colocar un pin rojo arriba
3. Busca las coordenadas en el cuadro de búsqueda

No obstante, el rango de error es más alto en Google Maps y en iNaturalist que con un GPS. Para una estimación más precisa, es recomendable estimar las coordenadas geográficas tres veces y obtener un promedio.

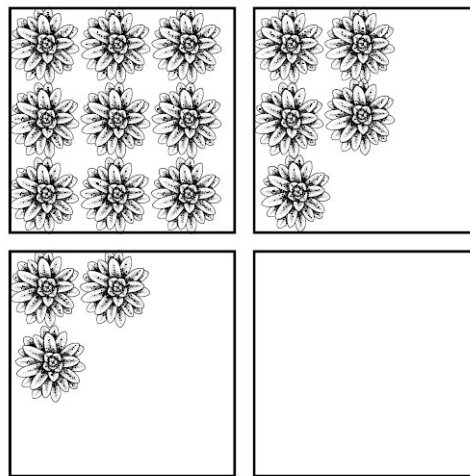
- Registra la hora de captura, el tamaño del pinacate, la temperatura, las coordenadas geográficas y el color de barniz de uñas que utilizaste en el formato de captura de datos.

Tipo de Hábitat

- Coloca tu cuadrante de 2 x 2 metros centrado en el punto donde encuentres al pinacate (Figura 4). Para el cuadrante puedes utilizar una cuerda de 8 metros de largo que tenga una marca a los 2m, 4m y 6m para asegurar que los lados sean del mismo tamaño.
- Haz una estimación visual de la cobertura de vegetación adentro del cuadrante, por ejemplo, 0 %, 25 %, 50 % o 100 % (Figura 5).
- Intenta identificar el tipo de vegetación predominante.
- Registra el tipo de hábitat en tu cuadrante según las siguientes categorías: camino, incendio, natural, otro (en caso de otro descríbelo en observaciones).



4



5

2. Recaptura de Pinacates

- Realiza un recorrido en el área de estudio y capturar a todos los pinacates posibles
- Verifica si tienen o no una marca de barniz y registrarlos en la base de datos como "R" si son individuos recapturados o como "S" si son individuos capturados por primera vez en la segunda captura.
- Coloca al pinacate adentro del tubo Falcon (Figura 1) y usa una cinta métrica o regla para medirlo longitudinalmente (Figura 2).

Fecha:				Temperatura:			
Integrantes de Equipo:							
Pinacate	Hora	Tamaño (cm)	Color de Marca	Coordenada X	Coordenada Y	Cobertura de Vegetación (%)	Tipo de Hábitat
1							
2							
3							
4							
5							
6							
7							
8							
9							
10							

3. Estimación de Tamaño Poblacional

- Usa la fórmula de Captura y Recaptura para estimar el tamaño de la población de pinacates en el Cerro del Vigía.

$$N = \frac{(M)(S)}{R}$$

N = Estimación de Tamaño Poblacional
M = Número de animales capturados y liberados
S = Número de animales capturados en la segunda captura
R = Número de animales marcados recapturados

- Usa estadística descriptiva para describir el tipo de hábitat
- Haz una prueba Chi cuadrada para confirmar tus
- calcular el desplazamiento de pinacates recapturados, y 3) elaborar un mapa de la distribución de los pinacates en el Cerro del Vigía.

ACTIVIDAD:

Elabora un reporte de laboratorio en equipos de 2-3 estudiantes siguiendo la *Guía abreviada de cómo elaborar un reporte de laboratorio y campo* incluyendo los resultados.

REFERENCIAS

Bartholomew, A., & El Moghrabi, J. (2018). Seasonal preference of darkling beetles (Tenebrionidae) forshrub vegetation due to high temperatures, not predation or food availability. *Journal of AridEnvironments*, 156, 34-40.

Pavón, N. P., Rojas, G. S., Ramírez, A., Moreno, C. E., Rojas, A., Zuria, I., ... & León, R. (2011). *Prácticas de ecología: poblaciones, interacciones y comunidades*. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Pachuca.