



MANUAL DE PRÁCTICAS ESCOLARES DEL HUERTO AGROECOLÓGICO

Licenciatura en Biología

Juan C. Fontalvo Buelvas
Editor

MANUAL DE PRÁCTICAS ESCOLARES DEL HUERTO AGROECOLÓGICO

Licenciatura en Biología

Juan C. Fontalvo Buelvas
Editor

Diseño de portada: Juan Camilo Fontalvo Buelvas.

Edición: Juan Camilo Fontalvo Buelvas.

Revisión técnica: Yadeneyro De la Cruz Elizondo, Miguel Ángel Escalona Aguilar, Margarito Páez Rodríguez, José Antonio García Pérez.

Colaboradores:

Albertina Cortés Sol, Angelina Ruiz Sánchez, Ana Isabel Suárez, Ana María Aguirre, Antonio Luna Díaz, Antonio Maruri García, Beatriz Palmeros Sánchez, Benito Hernández Castellanos, Clementina Barrera Bernal, Elvira Morgado Viveros, Emilio Suárez Domínguez, Enrique Montes de Oca, Ibiza Martínez Serrano, Jorge Benítez Rodríguez, José Armando Lozada, Juan Gaudencio Barreda, Luis Pacheco Cobos, María del Socorro Fernández, Martha Castañeda Cuéllar, Miguel Pensado Cadena, Noé Viveros Ronzón, Oscar Méndez, Pascual Linares Márquez, Pedro Andrade Fernández, Salvador Guzmán Guzmán.

Título:	Manual de Prácticas Escolares del Huerto Agroecológico: Licenciatura en Biología.
Lugar:	Xalapa, Veracruz, México.
Año:	2020.
Edición:	Primera edición.
Páginas:	48.
Notas:	Incluye bibliografía.
Materias:	Biología, Agronomía.

Manual de Prácticas Escolares del Huerto Agroecológico: Licenciatura en Biología.

Primera edición, 2020.

Universidad Veracruzana
Facultad de Biología
Maestría en Gestión Ambiental para la Sustentabilidad
Huerto Agroecológico – Biología
www.uv.mx/hab
huertobiologia@uv.mx

Este Manual es resultado del Proyecto SIREI: Huerto Agroecológico: una práctica de sustentabilidad que responde a las funciones sustantivas de la Facultad de Biología *Campus Xalapa*.

D.R. © 2020 Juan Camilo Fontalvo Buelvas.

El contenido de este manual puede ser difundido abiertamente por cualquier medio, siempre y cuando no sea con un fin comercial y se dé el debido crédito de autoría.



Contenido

Presentación.....	6
PRÁCTICAS ESCOLARES DEL ÁREA DE INICIACIÓN A LA DISCIPLINA	
Bioestadística	
<i>Determinación del tamaño muestral en camas de cultivo del Huerto.....</i>	7
<i>Aplicación de estadística descriptiva en diferentes grupos de plantas del Huerto.....</i>	9
PRÁCTICAS ESCOLARES DEL ÁREA DISCIPLINARIA	
Virus y Bacterias	
<i>Aislamiento de bacterias asociadas a las diferentes compostas del Huerto.....</i>	11
Protistas	
<i>Observación de protistas asociados al suelo y la composta del Huerto.....</i>	13
Invertebrados No Artrópodos	
<i>Determinación de la densidad nemátodos asociados a raíces de hortalizas del Huerto.....</i>	15
<i>Determinación de la densidad de lombrices asociadas al Huerto.....</i>	17
<i>Determinación de la densidad de gasterópodos asociados al Huerto.....</i>	19
Artrópodos	
<i>Determinación de la densidad de artrópodos de la composta del Huerto.....</i>	21
Fisiología Animal	
<i>Sistema digestivo de lombrices del Huerto Agroecológico.....</i>	23
Fisiología Vegetal	
<i>Crecimiento de plantas de frijol en sustratos con diferentes porcentajes de composta.....</i>	25
Biología Molecular	
<i>Aislamiento y caracterización de rizobacterias endófitas asociadas a lechugas tatsoi del Huerto</i>	27
Biología Celular	
<i>Descripción fenotípica de las variedades de lechuga (Lactuca sativa L.) del Huerto.....</i>	29
Genética	
<i>Observación de células meristemáticas de acelgas y lentejas del Huerto.....</i>	31
Poblaciones	
<i>Diagnóstico de presencia de insectos en el Huerto Agroecológico</i>	33
Comunidades y Ecosistemas	
<i>Determinación visual de la comunidad ecológica y la cadena trófica del Huerto.....</i>	35
Biología del Suelo	
<i>Determinación de la calidad del suelo del Huerto Agroecológico.....</i>	37
Hidroclimatología	
<i>Determinación de la evapotranspiración en cultivo de zanahorias del Huerto.....</i>	39
Etnobiología	
<i>Construcción de un agrosistema tradicional: La Milpa en el Huerto Agroecológico.....</i>	41
PRÁCTICAS ESCOLARES DEL ÁREA TERMINAL	
Biotecnología Alimentaria	
<i>Determinación de metabolitos bioactivos en plantas aromáticas y medicinales del Huerto.....</i>	43
Biotecnología Ambiental	
<i>Determinación de la madurez del abono producido en la composta del Huerto Agroecológico....</i>	46

Presentación

El presente Manual de prácticas escolares del Huerto Agroecológico, son un compendio de procedimientos lógicos que contemplan una serie de aportes a la praxis científica y heurística de los estudiantes de la Licenciatura en Biología. La particularidad de este manual es que la totalidad de las prácticas están asociadas al huerto como escenario de enseñanza y aprendizaje. En este sentido, las diferentes maneras en que se relacionan las prácticas con el huerto son: proporcionando materia prima (suelo, composta, tejidos vegetales, plantas y animales) para su estudio en otros laboratorios, ofreciendo camas de cultivo para la experimentación y facilitando todas las áreas del huerto para la observación, descripción y análisis de procesos biológicos, ecológicos, bioquímicos, biofísicos, hidroclimatológicos, entre otros.

Este manual de prácticas está dividido en tres capítulos de acuerdo con las áreas (iniciación a la disciplina, disciplinar y terminal) y experiencias educativas, señaladas en la malla curricular de la Licenciatura en Biología de la Universidad Veracruzana. La mayoría de las prácticas aquí propuestas están agrupadas en el área disciplinar de la biología, lo que representa una oportunidad para que los académicos puedan transitar de la teoría a la práctica en saberes fundamentales de la biología, especialmente temas que los estudiantes deben asimilar e integrar para comprender los aspectos centrales de la formación del biólogo.

Por lo anterior, este conjunto de prácticas escolares pretende apoyar la labor docente, la formación de los estudiantes, generar ideas para procesos investigativos a mayor escala y coadyuvar en esa meta institucional de alcanzar una educación integral y de calidad para todos y todas.



PRÁCTICA #1

DETERMINACIÓN DEL TAMAÑO MUESTRAL EN CAMAS DE CULTIVO DEL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Determinar el tamaño muestral en diferentes camas de cultivo del Huerto Agroecológico de la Facultad de Biología.

INTRODUCCIÓN

En estadística el tamaño de la muestra se le conoce como aquel número determinado de sujetos o cosas que componen la muestra extraída de una población, necesarios para que los datos obtenidos sean representativos de la población (Norman *et al.*, 1996). Por ejemplo, en el huerto se requiere estudiar la población de visitantes florales, de insectos plaga, y de fauna en el suelo o la composta. Por ello, los estudios experimentales llevan implícito en la fase de diseño la determinación del tamaño muestral, cálculo que resulta necesario para la ejecución de este. El no realizar dicho proceso, puede llevarnos a dos situaciones (Steel y Torrie, 1985):

1. Que realicemos el estudio sin el número adecuado de muestras, con lo cual no podremos ser precisos al estimar los parámetros y además no encontraremos diferencias significativas cuando en la realidad sí existen.
2. Que podríamos estudiar un número innecesario de muestras, lo cual lleva implícito no solo la pérdida de tiempo e incremento de recursos innecesarios, sino que además la calidad del estudio, dado dicho incremento, puede verse afectada en sentido negativo.

En este caso para el cálculo del tamaño muestral es necesario tener en cuenta dos conceptos clave (Pita *et al.*, 1998):

1. Tamaño de la población: La cantidad total de sujetos o cosas en el grupo que se desea estudiar. Por ejemplo, si tenemos una cama de cultivo con cebollines, entonces el tamaño de la población será la cantidad total de cebollines dentro de la cama.
2. Margen de error: Un porcentaje que nos dice en qué medida podemos esperar que los resultados de nuestro muestreo reflejen las características de la población general. Entre más pequeño sea el margen de error, más cerca estaremos de tener una inferencia correcta en un determinado nivel de confianza.

METODOLOGÍA

1. Elegir una cama de cultivo del Huerto.
2. Dado que las camas están compuestas por policultivos para favorecer asociaciones y la diversificación, elegir un tipo de planta.
3. Para hacer el cálculo del Tamaño de Muestral, usar la siguiente fórmula:

$$T_m = \frac{\frac{z^2 \times p(1-p)}{e^2}}{1 + \left(\frac{z^2 \times p(1-p)}{e^2 N} \right)}$$

N = tamaño de la población (Ej. contar el número total de plantas de lechuga de la cama)

e = margen de error (porcentaje expresado con decimales, de 0.0 a 1)

z = puntuación z

La puntuación z es la cantidad de desviaciones estándar que una proporción determinada se aleja de la media. Para encontrar la puntuación z adecuada, consulte la siguiente tabla:

Nivel de confianza deseado	Puntuación z
80%	1.28
85%	1.44
90%	1.65
95%	1.96
99%	2.58

RESULTADOS ESPERADOS

Se espera que los tamaños de muestra sean más acertados cuando se utilicen altas puntuaciones z y valores de error más cercanos a cero. Además, siempre que se aplique lo anterior, las camas con mayor número de plantas deberían tener los tamaños de muestra más altos.

PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Si se desea un margen de error más pequeño, cómo debe ser el tamaño de la muestra?
2. ¿Cuánto más alto es el nivel de confianza, cómo se comporta el tamaño de la muestra?
3. ¿Cómo se realiza el cálculo de la muestra cuando el tamaño poblacional no es finito?

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Norman, G. R., Streiner, D. L., y Freixenet, J. T. (1996). *Bioestadística*. Barcelona: Mosby/Doyma Libros.
- Pita, S., Vila, A., y Carpenente, J. (1998). Unidad de epidemiología clínica y bioestadística. *Complejo Hospitalario Juan Canalejo. A Coruña Cad Aten Primaria*, 96-98.
- Steel, R. G., y Torrie, J. H. (1985). *Bioestadística: principios y procedimientos*. McGraw-Hill.



PRÁCTICA #2

APLICACIÓN DE ESTADÍSTICA DESCRIPTIVA EN DIFERENTES GRUPOS DE PLANTAS DEL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Aplicar herramientas de estadística descriptiva en diferentes grupos de plantas del Huerto para comprender procesos fisiológicos.

INTRODUCCIÓN

La estadística emplea básicamente métodos descriptivos y de inferencia. En el caso de la estadística descriptiva, esta se ocupa de la recolección, organización, tabulación, presentación y reducción de la información. Estos métodos sustituyen o reducen el conjunto de datos obtenidos por un pequeño número de valores descriptivos, como pueden ser: el promedio, la mediana, la media geométrica, la varianza, la desviación típica, etc. Estas medidas descriptivas pueden ayudar a brindar las principales propiedades de los datos observados, así como las características clave de los fenómenos bajo investigación (Fernández *et al.*, 2013).

Por lo general, la información proporcionada por la estadística descriptiva puede ser transmitida con facilidad y eficacia mediante una variedad de herramientas gráficas, como pueden ser:

- **Gráficos de tendencia:** es un trazo de una característica de interés sobre un periodo, para observar su comportamiento en el tiempo.
- **Gráfico de dispersión:** ayuda al análisis de la relación entre dos variables, representado gráficamente sobre el eje x y el correspondiente valor de la otra sobre el eje y.
- **Histograma:** describe la distribución de los valores de una característica de interés.

Estas medidas descriptivas, junto con los métodos gráficos son de mucha utilidad para entender con claridad un fenómeno analizado. Por ejemplo, en el huerto es necesario comprender diferentes fenómenos para poder tomar decisiones que permitan un manejo integral. Entre los fenómenos a estudiar en el huerto, se destacan de tipo físicos (temperatura, humedad), ecológicos (presencia-ausencia, interacciones), fisiológicos (crecimiento, floración, fructificación), entre otros (Di Rienzo *et al.*, 2008).



METODOLOGÍA

1. Elegir un tipo de hortaliza (lechuga, acelga, tatsoi, frijol, arveja, etc.).
2. Germinar un número determinado de semillas de la hortaliza elegida.
3. Preparar una reja de cultivo con 50% de suelo, 25% de composta y 25% de tepezil. Y otra con 75% de suelo y 25% de tepezil.
4. Trasplantar a cada reja de cultivo seis plántulas de la hortaliza elegida y regar uniformemente cada dos días.
5. Elegir las variables de medición: número y largo de tallos, hojas, flores, frutos, etc.
6. Se realizarán mediciones cada tres días, durante un mes.
7. Efectuar las mediciones y organizar los datos en una matriz de variables y tiempo.
8. Al finalizar la toma de datos efectuar los cálculos estadísticos de centralización y dispersión:
 - a. Mediana: en el conjunto de datos ordenado es el que ocupa la posición central.
 - b. Moda: es el valor más frecuente.

c. Media aritmética: $\bar{x} = \frac{\sum_{i=1}^n x_i}{n}$

d. Varianza: $s^2 = \frac{\sum_{i=1}^n (x_i - \bar{x})^2}{n}$

e. Desviación estándar: $s = \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^n (x_i - \bar{x})^2}{n}}$

f. Coeficiente de variación: $CV = \frac{s}{\bar{x}}$

g. Rango: diferencia entre el valor de las observaciones mayor y el menor.

9. Graficar los resultados e integrarlos al reporte final.



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera que los datos de moda, media aritmética y mediana sean más altos en las hortalizas sembradas en las rejas que se incorporó composta.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Cuáles fueron las variables dependientes e independientes?
2. ¿Qué tipo de efecto tuvo la composta y qué procesos fisiológicos estuvieron involucrados?
3. ¿Cómo se comportó la dispersión de los datos en ambos grupos y a qué respondió esto?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Di Rienzo, J. A., Casanoves, F., González, L. A., Tablada, E. M., y Díaz, M. D. P. (2008). *Estadística para las ciencias agropecuarias*. Córdoba, AR: Editorial Brujas.
- Fernández, L., Lara, A. M., Pereyra, A. M., Guerra, W., y de Calzadilla, J. (2013). Estadística Aplicada a la Ingeniería Agrícola ya las Ciencias Agropecuarias. Su contribución en la docencia, investigación y transferencia de conocimiento. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*, 22(2), 84-88.



PRÁCTICA #3

AISLAMIENTO DE BACTERIAS ASOCIADAS A LAS DIFERENTES COMPOSTAS DEL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Aislar bacterias asociadas a los diferentes tipos de compostas del Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

El compostaje es un proceso biológico donde diferentes tipos de organismos degradan y transforman la materia orgánica como fruto de su actividad dando finalmente lo que conocemos como *compost*. Un indicador de esta actividad es la evolución de la temperatura, la cual experimenta un claro comportamiento a lo largo del proceso que es común a todos los compostajes. Así, podemos observar un incremento inicial de la temperatura (fase mesofílica) hasta valores altos cercanos a 60°C (fase termofílica) para después descender hasta valores cercanos a los ambientales (fase de enfriamiento o “segunda fase mesófila”), y finalmente hay una etapa de maduración (de Bertoldi *et al.*, 1983).

Las compostas son realmente una granja microbiológica, en la que las bacterias representan entre el 80 y el 90 % del billón de microorganismos típicamente presentes. Estas diversas especies de microorganismos aerobios, facultativos y obligados, pueden sucederse o coincidir en el tiempo; su procedencia puede ser a través de la atmósfera, del agua, del suelo o de los mismos residuos. Por todo esto, una población comienza a aparecer mientras otras están en su máximo o ya están desapareciendo, complementándose las actividades de descomposición de los residuos orgánicos entre los diferentes grupos (Santamaría-Romero *et al.*, 2001).

Son abundantes las bacterias que participan en la descomposición, puede haber millones en un gramo de composta. Estos microorganismos invaden los residuos (hidratos de carbono, proteínas y lípidos) digiriéndolos, degradándolos en formas más simples para que queden libres los compuestos y elementos, y puedan ser asimilables por las plantas y/o integrarse en ciclos biogeoquímicos (Strom, 1985).

En el Huerto Agroecológico, resulta fundamental conocer las poblaciones de bacterias presentes en las diferentes compostas (de pila, circular y lombricomposta). De igual manera, es importante reconocer esas poblaciones durante las diferentes etapas del compostaje, esto permite estimar la eficiencia del proceso de descomposición y tomar decisiones acertadas de manejo que permitan obtener en tiempos óptimos abonos de calidad.



METODOLOGÍA

1. Elegir un tipo de composta del huerto (de pila, circular o lombricomposta).
2. Realizar un perfil de suelo en la composta con palas, con cuidado de no revolver y tomar la temperatura rápidamente.
3. Tomar con palitas esterilizadas 50 g de muestra, depositarlas en cajas Petri esterilizadas y etiquetar.
4. En el laboratorio, generar un campo estéril, tomar 10 g de muestra y realizar diluciones seriadas en agua peptonada estéril.
5. Cultivar por vaciado 1 ml de cada dilución por duplicado en agar extracto de suelo.
6. Incubar a temperatura ambiente por 1 semana y luego de este período de tiempo seleccionar las placas con crecimiento de colonias bacterianas aisladas.
7. Cada una de las colonias se deben separar en agar extracto de suelo para obtener cultivos puros.
8. Realizar tinción de Gram a cada cultivo puro y realizar una descripción de las características macroscópicas para cada aislamiento: tamaño de las colonias (puntiforme, pequeñas, medianas, grandes); color; forma (regulares, redondas, ovaladas, irregulares, filamentosas, rizoides); elevación de las colonias (plana, elevada, convexa monticular); bordes (entero, ondulado, aserrado, filamentosos y rizado); superficie; olor (amoniacal, fétido, dulzón) y crecimiento (abundante, moderado, escaso).
9. A cada aislamiento puro se le asigna un código para su almacenamiento en el laboratorio.
10. Repetir los mismos procedimientos para diferentes etapas de la composta.



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera encontrar diferentes poblaciones de bacterias de acuerdo con el tipo de composta, el nivel del perfil y las etapas de descomposición.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿De qué manera influyen los diferentes residuos que se incorporan en la composta en las poblaciones bacterianas?
2. ¿Qué factores diferenciales hay entre la composta de pila y la lombricomposta, y que pudieran influir en las poblaciones bacterianas?
3. ¿De qué manera se pueden promover y recuperar las poblaciones de bacterias en la composta?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- de Bertoldi, M. D., Vallini, G. E., y Pera, A. (1983). The biology of composting: a review. *Waste Management & Research*, 1(2), 157-176.
- Santamaría-Romero, S., Ferrera-Cerrato, R., Almaraz-Suárez, J. J., Galvis-Spinola, A., y Barois-Boullard, I. (2001). Dinámica y relaciones de microorganismos, C-orgánico y N-total durante el composteo y vermicomposteo. *Agrociencia*, 35(4), 377-384.
- Strom, P. F. (1985). Identification of thermophilic bacteria in solid-waste composting. *Applied and environmental microbiology*, 50(4), 906-913.



PRÁCTICA #4

OBSERVACIÓN DE PROTISTAS ASOCIADOS AL SUELO Y LA COMPOSTA DEL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Observar organismos Protistas del suelo en diferentes áreas del Huerto, para reconocer sus funciones en la cadena trófica del suelo.

INTRODUCCIÓN

El suelo, componente fundamental de los ecosistemas, no inspira *a priori* a grandes descubrimientos. Sin embargo, el desarrollo de nuevas tecnologías de secuenciación de ADN está revelando la inmensa biodiversidad de microorganismos que allí habitan, sus funciones y la complejidad de sus interacciones. A la hora de estudiar la microbiota del suelo se encuentran diferentes grupos con importantes funciones ecosistémicas. En efecto, el suelo es el soporte del crecimiento vegetal, que afecta directamente la alimentación humana; también juega un papel fundamental en el almacenamiento de carbono, y por lo tanto en la regulación del clima (De la Cruz y Fontalvo, 2019).

Clásicamente, la visión del microbioma se concentraba en las bacterias y los hongos, que construyen densas redes en el suelo. Pero ambos grupos tienen depredadores que regulan sus poblaciones e influyen sobre la composición de sus comunidades: los protistas. Estos últimos son organismos diminutos, constituidos por una sola célula, y extremadamente diversos: en una pizca de suelo pueden vivir hasta cien mil individuos, representando más especies que insectos en una hectárea de bosque tropical (Clarholm *et al.*, 2007).

Los protistas son depredadores con dietas diferentes; de esta forma, modifican las comunidades y, por lo tanto, los procesos bioquímicos en el suelo. Uno de estos procesos es la liberación de nutrientes disponibles para que las plantas puedan crecer. En efecto, las plantas necesitan nitrógeno y fosfatos para fabricar proteínas y ácidos nucleicos. Estos elementos están presentes en el suelo, pero incorporados en moléculas más complejas que las plantas no pueden asimilar directamente. Las bacterias sí pueden, ya que suelen tener una maquinaria enzimática compleja que les permite romperlas. Pero no son altruistas: utilizan estos productos para su propio crecimiento, fabricando biomasa (Geisen *et al.*, 2018). En eso intervienen los protistas: depredan las bacterias, excretando el amonio y los fosfatos que necesitan las plantas. Por lo anterior, influyen directamente sobre el crecimiento de las plantas y la fertilización del suelo, aspectos de gran interés en la composta y las camas de cultivo del Huerto Agroecológico.



METODOLOGÍA

1. Agregar 500 ml de agua destilada en un matraz esterilizado de 1000 ml (10 repeticiones).
2. Elegir al azar cinco hortalizas del huerto, retirarlas del suelo sin dañar la raíz, colocarlas en los matraces y sacudir para que se desprenda el suelo de las raíces. De igual manera, buscar una zona húmeda de la composta, tomar con palitas esterilizadas 50 g de muestra, depositarlas en cinco matraces restantes.
3. En el laboratorio, coloca un gotero para cada matraz.
4. En portaobjetos colocar una gota de colorante, hacer un frotis y pasarlo a través del mechero de alcohol para secarlo ligeramente.
5. Añadir al portaobjetos teñido una gota del cultivo seleccionado y colocar el cubreobjetos.
6. Montar la laminilla sobre la platina, enfocar con la lupa y enseguida cambiar al lente de mayor aumento en forma gradual hasta llegar al de 40x.
7. Habiendo obtenido una buena una imagen, esquematizar a detalle lo observado y registrar los datos en una tabla.
8. Repetir el procedimiento para todos los cultivos.



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera encontrar mayores poblaciones de protistas en la composta que en la rizósfera de las hortalizas, debido a la gran concentración de residuos orgánicos en descomposición.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Qué grupos de protistas estuvieron mejor representados y por qué?
2. ¿Qué funciones cumplen los protistas en la composta y en la rizósfera de las hortalizas?
3. ¿Cómo se puede favorecer la proliferación de las poblaciones de protistas en la composta?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Clarholm, M., Bonkowski, M., and Griffiths, B. (2007). Protozoa and other protista in soil. In: Van Elsas, J. D., Trevors, J. T., y Wellington, E.M.H. (Eds). *Modern soil microbiology*, (Eds.). Marcel Dekker, Amsterdam, pp. 147-175.
- De la Cruz, E. Y., y Fontalvo, B. J.C. (2019). *Biología del Suelo*. Xalapa, México: Editorial Códice, 144p.
- Geisen, S., Mitchell, E. A., Adl, S., Bonkowski, M., Dunthorn, M., Ekelund, F., ... and Spiegel, F. W. (2018). Soil protists: a fertile frontier in soil biology research. *FEMS Microbiology Reviews*, 42(3), 293-323.



PRÁCTICA #5

DETERMINACIÓN DE LA DENSIDAD DE NEMATODOS ASOCIADOS A RAÍCES DE HORTALIZAS DEL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Determinar la densidad de nematodos asociados a raíces de hortalizas del Huerto, para tomar decisiones integrales de manejo.

INTRODUCCIÓN

Los nematodos son gusanos microscópicos no segmentados que constituyen el grupo más abundante de animales multicelulares en la tierra, ocupando la mayoría de los hábitats (Azpilicueta *et al.*, 2011). Debido a su pequeño tamaño y a que viven en el suelo, no pueden verse a simple vista y su estudio eficaz sólo ha sido posible desde hace unas décadas. Cuando la disponibilidad de microscopios de alta resolución y la puesta a punto de técnicas para extraerlos del suelo, permitió estudios cuantitativos sobre sus densidades poblacionales y correlaciones con los daños producidos en los cultivos.

Existen nematodos bacterívoros, fungívoros, predadores de otros nemátodos, parásitos de insectos y herbívoros o parásitos de plantas como las hortalizas; a las que causan importantes daños. Una categoría que cuenta con una extensa bibliografía es la de los nematodos fitófagos debido al daño producido por algunas especies que no sólo reducen la producción anual, sino que a menudo acortan la vida de las plantaciones. Los nematodos fitófagos se alimentan del contenido celular: algunos penetran las células epidérmicas o endodérmicas de las raíces de las plantas para obtener alimento o se alimentan externamente al punzar las células y pelos radicales, alterando la captación de agua y nutrientes de la planta. Se ha mencionado que densidades bajas de nematodos fitófagos pueden aumentar la traslocación de carbono fotoasimilado a las raíces, lo que conduce a un aumento de la exudación y actividad microbiana en la rizósfera (Bargett *et al.*, 1999).

La supervivencia y actividad de los nematodos es sensible al manejo de los agroecosistemas. Es decir, el tipo de fertilización, riego y labranza, así como las condiciones del suelo, clima y vegetación, pueden afectar las comunidades de nematodos (Molina y Palacios, 2015). Por todo lo anterior, es indispensable monitorear sus densidades en el Huerto, especialmente en las camas de cultivo de hortalizas. Esto con la intención de tomar las mejores decisiones de manejo y control biológico, que permitan una producción óptima en el Huerto Agroecológico.



METODOLOGÍA

Los nemátodos son aislados de las raíces de las plantas o del suelo en su caso, en tanto los que parasitan los órganos aéreos son extraídos en forma directa por la disección de estos. Los nemátodos pueden ser aislados por la siguiente técnica: Embudo de Baermann (Fig. 1). Es una técnica que se utiliza para extraer nematodos filiformes; su uso se circunscribe a nematodos activos, tanto de suelo como de tejido vegetal.

1. Utilizar una muestra fresca del suelo de 100 a 300 g y homogeneizar o cortar en pequeños trozos el material vegetativo a utilizar.
2. Al tallo del embudo se le coloca un vaso de precipitado, se coloca en la boca del embudo la canastilla de malla de tela mosquitero y sobre ella trozos de hielo.
3. Depositar sobre el papel 100 gr de suelo con raíz y esperar 15, 30, 45 o 60 min (dependiendo del material del que se trate y de la precisión que se desee).
4. La muestra de agua colectada en el vaso de precipitado que contiene a los nematodos, se observará en un microscopio estereoscópico o elaborar preparaciones temporales para hacer observaciones en el microscopio compuesto.
5. Esquematizarlos y reconocer las estructuras que nos permitirían sustituirlos (forma del cuerpo, presencia de estilete, estructuras cuticulares, tipos de esófago y sexo).

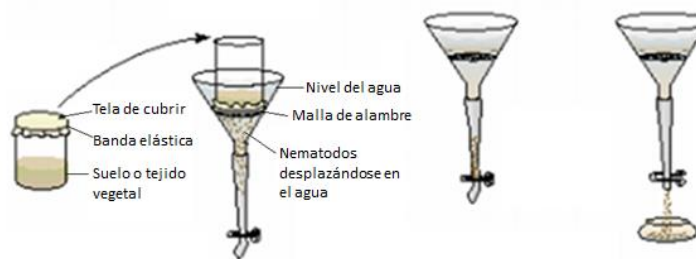


Figura 1. Embudo de Baermann



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera que las densidades poblacionales de nematodos sean reducidas en el suelo, debido al manejo agroecológico que se tiene en las camas de cultivo.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿De qué manera el uso de abonos orgánicos puede influir en las poblaciones de nematodos?
2. ¿Qué funciones cumplen los protistas en la composta y en la rizósfera de las hortalizas?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Azpilicueta, C., Aruani, M. C., y Chaves, E. (2011). Relación entre la nematofauna y la historia de manejo del suelo en huertos frutícolas. *Agro sur*, 39(1), 13-23.
- Bardgett, R. D., Cook, R., Yeates, G. W., and Denton, C. S. (1999). The influence of nematodes on below-ground processes in grassland ecosystems. *Plant and Soil*, 212(1), 23-33.
- Molina, R. C., y Palacios, L. D. L. (2015). Los nemátodos en la agricultura urbana y suburbana de Cuba y su control. *Fitosanidad*, 19(2), 115-115.



PRÁCTICA #6

DETERMINACIÓN DE LA DENSIDAD DE LOMBRICES ASOCIADAS AL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Determinar la densidad de lombrices asociadas a las camas de cultivo, para realizar estimaciones acerca de la salud del suelo del Huerto.

INTRODUCCIÓN

Las lombrices de tierra son anélidos oligoquetos clitelados macroscópicos que viven en el suelo. Estos invertebrados representan la mayor biomasa animal en la mayoría de los ecosistemas templados terrestres, e influyen de forma muy significativa en las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo. Por lo que juegan un papel crucial en la modificación de la estructura del suelo, la aceleración de la descomposición de la materia orgánica y el reciclado de nutrientes (Edwards y Bohlen, 1996; Lavelle y Spain, 2001).

Las distintas especies de lombrices tienen estrategias vitales diferentes, ocupan nichos ecológicos distintos y se han clasificado, sobre la base de su alimentación y de la zona del suelo en la que viven, en tres categorías ecológicas: epigeas, anécicas y endógeas. Las especies epigeas viven cerca de la superficie del suelo, alimentándose principalmente de materia orgánica en descomposición (restos vegetales, heces de animales, etc.). Suelen ser especies de pequeño tamaño, pigmentadas y con altas tasas metabólicas y reproductivas que les permiten adaptarse a las condiciones ambientales tan variables de la superficie del suelo. Las especies endógeas tienen poca pigmentación, viven a mayor profundidad en el perfil del suelo, y se alimentan principalmente de suelo y de la materia orgánica asociada. A diferencia de las lombrices epigeas, las especies endógeas presentan tasas de reproducción más bajas y ciclos de vida más largos, y son más resistentes a períodos de ausencia de alimento. Las especies anécicas son grandes y de color pardo oscuro, viven de forma más o menos permanente en galerías verticales, que pueden extenderse varios metros hacia el interior del perfil del suelo (Bouché, 1977).

Por lo anterior, las lombrices son organismos benéficos para el huerto, debido a que proveen una serie de servicios ecosistémicos valiosos, entre ellos la fertilidad del suelo, aspecto fundamental para la producción de hortalizas. Por ello se hace indispensable determinar la densidad de sus poblaciones, para tener nociones acerca de la dinámica de la materia orgánica, verificar la necesidad de incorporar abonos y claramente para favorecer el crecimiento de las hortalizas del Huerto Agroecológico.



METODOLOGÍA

El muestreo de lombrices se realiza mediante el método TSBF (Fig 1.) de Anderson e Ingram (1993):

1. Realizar en el huerto un transecto en zig-zag y marcar cinco puntos de muestreo a una distancia mínima de 5 m entre ellos, permitiendo que caigan dentro de camas de cultivo.
2. Ubicar el marco de muestreo (25 x 25 x10 cm) y remover la hojarasca de dentro del marco.
3. Aislar el monolito mediante cortes hacia abajo usando como referencia la parte interna del marco de muestreo. Sacar entre dos personas los monolitos completos del suelo usando dos palas rectas.
4. Colocar en una charola y empezar a desmoronar con las manos en busca de lombrices.
5. Recolectar y registrar todos los individuos presentes, pesarlos rápidamente y liberarlos al suelo.
6. Calcular la abundancia y biomasa de esos grupos por m².



Figura 1. Método TSBF.



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera encontrar una importante abundancia y biomasa de lombrices, debido a que las camas de cultivo son frecuentemente abonadas con abono de la composta.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿De qué manera el uso de abonos orgánicos puede influir en las poblaciones de nematodos?
2. ¿Qué funciones cumplen los protistas en la composta y en la rizósfera de las hortalizas?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Anderson, J. M. e Ingram, J. S. I. (eds) (1993). *Tropical Soil Biology and Fertility: A Handbook of Methods* (2nd edition). CAB International, Wallingford.
- Bouché, M.B. (1977). Strategies lombriciennes. In: Lohm, U., y Persson, T. (eds.) *Soil Organisms as Components of Ecosystems*, Biology Bulletin, Stockholm, pp. 122-132.
- Edwards, C.A., Bohlen, P.J. (1996). *Biology and ecology of earthworms*. Chapman and Hall, London. UK.
- Lavelle, P., and Spain, A.V. (2001). *Soil ecology*. Kluwer Academic Publishers, London. UK.



PRÁCTICA #7

DETERMINACIÓN DE LA DENSIDAD DE GASTERÓPODOS ASOCIADOS AL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Determinar la densidad de gasterópodos asociados al Huerto, para tomar decisiones integrales de manejo.

INTRODUCCIÓN

Los gasterópodos están representados en el huerto principalmente por las babosas y caracoles, en varias formas, tamaños y especies. Este tipo de moluscos se han adaptado a la vida terrestre, donde tienen diferentes hábitos alimenticios, hay especies carnívoras, herbívoras y omnívoras. Las babosas y caracoles terrestres en general juegan un papel importante en la digestión de la materia orgánica que será luego incorporada al suelo. Pero los herbívoros pueden llegar a ser considerados plagas, ya que pueden consumir entre el 30 y el 50% de su peso en una sola noche; son polípagas y prefieren consumir material verde y tierno (Hernández y Reyes, 2013).

Cabe resaltar que hay escenarios climáticos que predisponen la multiplicación de babosas y caracoles, hasta el punto de volverlos plagas para los cultivos. Estas condiciones son: alta humedad del aire, alto contenido de humedad en el suelo y temperaturas medias entre 15-18 °C. Aunque también se observan poblaciones de caracoles y babosas en julio y agosto, siempre con la influencia de las lluvias y temperaturas de hasta 28 y 29 °C. Por otro lado, existen condiciones de suelos con contenidos medio a alto de materia orgánica, buena estructura y alta capacidad de retención de humedad, que permiten la proliferación de estos moluscos. Además, los sistemas de siembra como las labranzas reducidas y la siembra directa aseguran un mayor contenido de humedad y una adecuada cobertura en el suelo; lo cual mejora las condiciones para la proliferación (Oliva, 2004).

Los caracoles y babosas son hermafroditas, consecuentemente todos tienen la capacidad de reproducirse y poner huevos en un número que va desde 100 a 550, según las especies. Además, son longevos, viven aproximadamente de 9 a 18 meses, por lo que pueden reducir su capacidad biológica al mínimo, a la espera de mejores condiciones agroclimáticas. Por otro lado, es necesario mencionar que su cuerpo está compuesto entre 85-90% por agua, por ello son capaces de transportar diferentes virus, bacterias y hongos que transmiten a las plantas a través de mucus y de su aparato bucal masticador (Barnes, 1986). Por lo anterior, se hace necesario monitorear sus densidades poblacionales en el Huerto, para tomar las mejores decisiones de manejo.



METODOLOGÍA

Para el muestreo de gasterópodos seguir el siguiente procedimiento:

1. Para la colecta de gasterópodos terrestres, se ubican cuadrantes de 1 x 1 m en cada cama de cultivo del huerto.
2. Retirar del cuadrante la hojarasca de la superficie y al mismo tiempo sacudirla cuidadosamente, de tal modo que los organismos que se encuentren permanezcan en la muestra.
3. Retirar una capa de suelo de hasta 5 cm de profundidad, depositarla en una charola y desboronar la muestra en busca de gasterópodos.
4. Pasar la muestra de suelo por tres tamices con aberturas de malla de 0.25, 0.5 y 1.0 mm, revisando cuidadosamente con lupa cada tamiz.
5. Además, se debe examinar cuidadosamente el vástago de las plantas dentro del cuadrante.
6. Recolectar y registrar todos los individuos presentes, pesarlos rápidamente y liberarlos al suelo.
7. Calcular la abundancia y biomasa de esos grupos por m², con base en muestras de 0.05 m² (ancho del bloque y de la trinchera alrededor al cuadrado).



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera observar poblaciones de caracoles y babosas entre julio y agosto, debido a la influencia de las lluvias y temperaturas de hasta 28 y 29 °C.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Cómo interaccionan los gasterópodos en la comunidad ecológica del suelo?
2. ¿Qué funciones cumplen los gasterópodos a favor y en contra de las hortalizas?
3. ¿Cuáles son las formas de control físico y biológico de los gasterópodos?
4. ¿De qué manera los gasterópodos pueden afectar la inocuidad de los alimentos del huerto?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Barnes, R. (1986). *Zoología de Invertebrados*. Editorial Científico -Técnica. Tomo 1, La Habana. Cuba.
- Hernández, Q. M., y Reyes, T. B. (2013). Composición y estructura en agregaciones de moluscos terrestres en el Complejo de vegetación de mogote, Escaleras de Jaruco, Cuba. *Revista de Biología Tropical*, 61(4), 1769-1783.
- Oliva, O. W. (2004). Variación en las comunidades de moluscos terrestres de la Sierra Pan de Azúcar, Viñales (Tesis de maestría). Instituto de Ecología y Sistemática.



PRÁCTICA #8

DETERMINACIÓN DE LA DENSIDAD DE ARTRÓPODOS DE LA COMPOSTA DEL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Determinar la densidad de artrópodos presentes en la composta del Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

El compostaje es un proceso de degradación biológica en el que los microorganismos aerobios utilizan la materia orgánica, convirtiéndola en un producto estable sin mal olor llamado “*compost*” o abono. La palabra *compost* proviene del latín *componere*, juntar; es la reunión de un conjunto de restos orgánicos que sufre un proceso de fermentación. Los procesos que explican el compostaje son complejos y muy numerosos, intervienen una cantidad de procesos físicos, químicos y biológicos procedentes de los organismos asociados. El valor que tiene la composta no sólo se circunscribe al ámbito económico, sino también al biológico, ya que es hábitat de innumerables artrópodos y otros organismos edáficos. Mismos que pueden tener un impacto positivo en ambientes naturales como artificiales, debido al papel ecológico que desempeñan durante el proceso de degradación de la materia orgánica (Casco, 2008).

El compostaje tiene diferentes etapas de degradación en las que participan distintos grupos de biota edáfica, en este orden macro, meso y microbiota. Cada grupo de microorganismos “ataca” los residuos composteables en diferentes momentos y fases, dependiendo de la fase de descomposición de la materia y de las condiciones (temperatura, pH y humedad). Entre la biota existente en la composta, los artrópodos juegan un papel importante en los procesos de transformación de la materia orgánica. Debido a sus hábitos alimenticios, piezas bucales y aparato masticador los artrópodos trituran el material vegetal para que otros organismos, como las bacterias termófilas, realicen procesos de degradación más finos (Arango y Macias, 2004).

Para verificar la calidad de la composta, es necesario hacer una valoración por medio de pruebas físicas como color, olor, textura, humedad y temperatura; químicas como la determinación de pH, materia orgánica y relación carbono/nitrógeno; o biológicas mediante pruebas de germinación o conteo de grupos funcionales, muchos de ellos ocupados por diferentes órdenes de artrópodos, por lo que se hace necesaria la determinación de sus densidades poblacionales.



METODOLOGÍA

Para el muestreo de artrópodos de la composta se usará el método de Berlese-Tullgren (1905), el cual se basa en el principio de que los organismos de suelo responden al incremento de temperatura o sequedad en el suelo migrando hacia abajo hasta que finalmente caen a través de la malla, en un contenedor que contiene un conservador (alcohol al 70%). Se ajusta la posición de la lámpara para asegurar que la temperatura del suelo suba gradualmente, evitando así que las especies que se mueven con mayor lentitud queden atrapadas. Por lo tanto, el procedimiento a seguir es el siguiente:

1. Marcar en la composta tres puntos con un cuadrante de 40 x 40 cm.
2. De manera rápida y progresiva, retirar con una pala tres muestras en profundidad: una de la superficie, una del medio y otra del fondo de la composta.
3. Las muestras se colocan sobre tamices (de 8 cm de diámetro y 5 cm de altura) encima del embudo. El tamaño de malla del tamiz, de 1.5 mm, deberá contener cuatro agujeros de 4 mm de diámetro para permitir que artrópodos mayores escapen hacia abajo.
4. Luego se calientan ligeramente los embudos, utilizando para ello focos eléctricos (los de 25 W son ideales), aunque también se podrían usar los de 40 W; éstos se suspenderán a 14 cm por encima del tamiz; se debe incrementar el calentamiento de manera gradual cada día, dejando los focos encendidos cada vez durante mayor tiempo, por un periodo de hasta 8 días, para evitar que el material de la muestra se seque demasiado rápido, esto inmovilizará a la mesofauna antes de que se escape.
5. Después del tiempo transcurrido los artrópodos colectados en el contenedor deben ser sacados con pinzas, organizados y contabilizados de acuerdo con el orden al que pertenecen. Se contabilizan y se calcula la densidad poblacional multiplicando el número de artrópodos por el área del cuadrante.



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera que se encuentre gran variedad de artrópodos en la composta, con presencia de ordenes específicos de una profundidad y otros que se comparten en los distintos niveles espaciales.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Qué grupos funcionales se encontraron? Esquematice una red trófica con los resultados.
2. ¿Qué ordenes de artrópodos estuvieron mejor representados y por qué?
3. ¿Qué conclusiones se pueden expresar a partir de las densidades poblaciones halladas?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Arango, G. G., y Macías, M. K. (2004). Mesofauna de los colémbolos en la composta de la Corporación Universitaria Lasallista. *Revista Lasallista de Investigación*, 1 (1), 102-104.
- Berlese, A. (1905). Apparachio per raccogliere presto ed in gran numero piccoli Artropodi. *Redia*, 2(1), 85-9.
- Casco, J. M. (Ed.). (2008). *Compostaje*. Mundi-Prensa Libros.



PRÁCTICA #9

SISTEMA DIGESTIVO DE LAS LOMBRICES DE TIERRA DEL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Analizar y diferenciar las partes del sistema digestivo simple de las lombrices de tierra del Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

Las diferentes especies animales, a través del mecanismo evolutivo se han ido adaptando a diversas fuentes de alimento (Bozinovic y Gallardo, 1993). De esta manera, se han conformado por ejemplo grandes diferencias anatómicas y fisiológicas de los órganos digestivos, estas diferencias revisten gran importancia porque afectan los procesos digestivos. En la mayoría de los animales, el aparato digestivo es un largo tubo que inicia en la boca y se extiende por todo el cuerpo presentando dilataciones de trecho en trecho, replegándose sobre sí mismo en ciertas partes de su recorrido, presentando órganos anexos y con un orificio posterior por donde son expulsados los residuos. Es así como el sistema digestivo desarrolla procesos mecánicos y químicos que descomponen los alimentos para convertirlos en sustancias más simples y asimilables por el organismo (Lewis y Southern, 2000).

En el caso de las lombrices de tierra, su aparato digestivo es de forma tubular y recta, con una abertura anterior en la boca y una posterior en el ano. Entre el tubo digestivo y la pared del cuerpo se forma una cavidad llamada celoma. Esta cavidad se encuentra dividida simétricamente en cada segmento, en dos compartimientos, en cuyo interior circula el líquido celómico que junto con la sangre transporta el alimento, los desechos y los gases respiratorios dentro del cuerpo de la lombriz (Moreno, 2004). El alimento es triturado en la molleja y luego pasa al intestino, en donde las grasas, proteínas y carbohidratos son atacados por diferentes enzimas digestivas. Después, los alimentos digeridos son absorbidos por el torrente sanguíneo a nivel del intestino y los materiales no digeridos son excretados por el ano. De esta manera, el sistema digestivo de las lombrices se ha adaptado para alimentarse de suelo e ingerir restos de plantas, pequeños animales y hongos en estado de descomposición.

Como resultado de la digestión las lombrices de tierra excretan humus, un abono natural que aporta materia orgánica y muchos nutrientes al suelo y por tanto a las plantas. Este proceso resulta fundamental para mantener la fertilidad y la salud del suelo (Fragoso, 2001). Por lo tanto, resulta atractivo estudiar el sistema digestivo de las lombrices de tierra, un aparato digestivo que es clave en la descomposición de la materia orgánica.



METODOLOGÍA

El estudio del sistema digestivo de la lombriz de tierra se realizará mediante la técnica de disección, para ello se debe:

1. Extraer de forma mecánica dos ejemplares de la composta, la lombricomposta y el suelo de una cama de cultivo del Huerto Agroecológico. De preferencia lombrices de tamaño grande para facilitar su manipulación.
2. Colocar las lombrices sobre una lámina de cartón, apoyadas sobre su cara ventral.
3. Estirar y fijar con cuidado el extremo anterior y el posterior con alfileres, inclinados hacia afuera.
4. Observar por transparencia el vaso dorsal y realizar cuidadosamente con una cuchilla de disección un corte paralelo al mismo, desde el extremo anterior hasta el posterior de la lombriz.
5. Con las agujas de disección ir separando los bordes y asegurarlos con alfileres.
6. Luego observar los órganos en el siguiente orden: boca ventral; faringe ligeramente ensanchada; esófago, con glándulas calcáreas; buche en los segmentos XVI y XVII; molleja muscular y de mayor diámetro (anillo XVIII); intestino recubierto de tejido cloragógeno (amarillo); y finalmente el ano.
7. Esquematizar lo observado y señalar las partes principales.



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera distinguir perfectamente todas las partes del sistema digestivo de las lombrices de tierra del Huerto, ya que los ejemplares de las compostas y las camas de cultivo siempre presentan un buen tamaño que facilita la disección y por tanto la observación de sus órganos.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Qué tipo de sistema digestivo presentan las lombrices de tierra y qué adaptaciones tiene?
2. ¿Qué función cumplen las glándulas calcíferas o de Morren, el tejido cloragógeno y el tiflosol?
3. Consulta: ¿Qué cambios morfológicos en el sistema digestivo pueden sufrir las lombrices de tierra al cambiar de sustratos?
4. ¿Se encontraron diferencias morfológicas en el sistema digestivo de los ejemplares diseccionados?
5. ¿Qué importancia ecológica y agrícola tienen las lombrices de tierra y sus procesos digestivos?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Bozinovic, F., y Gallardo, J. C. (1993). Fisiología ecológica de la alimentación y digestión en vertebrados: modelos y teorías. *Revista Chilena de Historia Natural*, 66, 375-382.
- Fragoso, C. (2001). Las lombrices de tierra de México (Annelida, Oligochaeta): diversidad, ecología y manejo. *Acta Zoológica Mexicana* (nueva serie), (Es1), 131-171.
- Lewis, A. J., y Southern, L. L. (2000). Anatomy of the digestive system and nutritional physiology. In: Lewis, A. J., and Southern, L. L. (Eds.). *Swine nutrition*. CRC Press, pp. 51-84.
- Moreno, A. G. (2004). *Lombrices de tierra: material y métodos. Avances en taxonomía de lombrices de tierra*. Madrid: Editorial Complutense y Obra Social Caja.



PRÁCTICA #10

DETERMINACIÓN DEL RENDIMIENTO DE PLANTAS DE FRIJOL EN RELACIÓN CON DIFERENTES SUSTRATOS DEL HUERTO.



OBJETIVO

Determinar el rendimiento de plantas de frijol en relación con diferentes sustratos del Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

El frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) en México ocupa buen lugar por superficie cultivada y por el valor de la producción. Además, su importancia es ancestral, es la base de la alimentación y es fuente de nutrientes desde la época prehispánica. Sin embargo, la producción de este cultivo es afectada por la sequía y suelos someros, con capacidad limitada para retener humedad y con bajo contenido de materia orgánica (Serna *et al.*, 2000).

El bajo contenido de materia orgánica en el suelo afecta la productividad del frijol, las hortalizas y la mayoría de las plantas. Particularmente, puede disminuir el rendimiento de diferentes etapas de desarrollo, como la germinación y el crecimiento, pero también puede tener una influencia fuerte sobre las etapas de floración, formación de vaina y llenado de grano (Sandoval y Gaxiola, 2003). Esto debido a que la materia orgánica es fundamental para diferentes procesos fisiológicos en los que se requiere energía.

La materia orgánica es un componente del suelo de gran importancia para el buen desarrollo de los cultivos. Sin embargo, bajo esquemas de manejo no agroecológicos, los suelos agrícolas suelen perder gradualmente su contenido de materia orgánica, lo cual se manifiesta con una disminución gradual del rendimiento con el paso de los ciclos de cultivo. No obstante, cuando a estos suelos se les incorpora abonos orgánicos con el potencial de aportar materia orgánica al suelo la respuesta del cultivo es realmente positiva, pudiéndose lograr incrementos en el rendimiento de hasta 10 veces en algunos casos. La materia orgánica, particularmente cuando proviene de medios naturales, contiene importantes cantidades de la mayoría de los nutrimentos esenciales para las plantas (Herrán *et al.*, 2008).

Por lo anterior, es importante producir abonos orgánicos mediante técnicas con el compostaje y el lombricompostaje. Este tipo de ecotecnias generan abonos con propiedades sobresalientes para mejorar la salud del suelo; no obstante, la calidad de los abonos depende del manejo que se le esté dando a estas ecotecnias. Por lo tanto, resulta necesario verificar si realmente estos sustratos están teniendo efectos positivos sobre las plantas.

METODOLOGÍA

Para evaluar el rendimiento de las plantas de frijol en relación con diferentes sustratos (composta y lombricomposta) del Huerto Agroecológico, se pide seguir los siguientes pasos:

1. Esterilizar suelo en estufa de mufla a 82°C durante 24 horas, añadiendo el suelo de forma uniforme sobre charolas.
2. Preparar 12 macetas de 10 litros con las siguientes proporciones de sustratos:

Tratamiento	Suelo esterilizado	Tepezil	Abono
1 (4 macetas)	75%	25%	0
2 (4 macetas)	50%	25%	25% composta
3 (4 macetas)	50%	25%	25% lombricomposta

Nota: Asegurarse de mezclar de forma uniforme los sustratos al interior de cada maceta.

3. Ubicar los tratamientos bajo condiciones controladas (cubos de madera con papel celofán).
4. Realizar siembra directa de tres semillas criollas de frijol en cada maceta.
5. Medir temperatura y regar diariamente conforme a capacidad de campo.
6. Monitorear y determinar los siguientes aspectos de rendimiento: % de germinación, número de hojas, tiempo de floración, tiempo de fructificación, peso húmedo y seco de raíces y vástago.
7. Tabular y graficar los resultados cada 5 días durante un mes.

RESULTADOS ESPERADOS

Se espera que los tratamientos que poseen abonos orgánicos presenten un mayor rendimiento en la mayoría de los aspectos de rendimiento a evaluar.

PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Qué propiedades diferenciarles hay entre la composta y la lombricomposta y qué efectos pueden tener cada uno de estos abonos sobre la fisiología de las plantas?
2. ¿Qué importancia fisiológica, ecológica, social y económica tiene el uso de abonos orgánicos?

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Herrán, J. A. F., Torres, R. R. S., Martínez, G. E. R., Ruiz, R. M., y Portugal, V. O. (2008). Importancia de los abonos orgánicos. *Ra Ximhai: revista científica de sociedad, cultura y desarrollo sostenible*, 4(1), 57-68.
- Sandoval, A. P., y Gaxiola, J. A. S. (2003). Efecto del subsoleo, materia orgánica y diferentes variedades en el patosistema del frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). *Revista Mexicana de Fitopatología*, 21(3), 272-277.
- Serna, R. R., Vallejo, P. R., Gallegos, J. A. A., González, F. C., y Kelly, J. D. (2000). Rendimiento de grano y tolerancia a la sequía del frijol común en condiciones de campo. *Agrociencia*, 34(2), 153-165.



PRÁCTICA #11

AISLAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN DE RIZOBACTERIAS ENDÓFITAS ASOCIADAS A LECHUGAS TATSOI DEL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Aislar y caracterizar rizobacterias endófitas asociadas a lechugas tatsoi (*Brassica rapa*) del Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

Dada la necesidad de aumentar las respuestas de la agricultura para la alimentación humana disminuyendo el uso de agroquímicos, múltiples investigaciones se han orientado hacia el desarrollo de nuevas biotecnologías. En los últimos años, ha habido un interés creciente en los microorganismos benéficos del suelo, ya que éstos pueden promover el crecimiento de las plantas y en algunos casos también evitar la infección del tejido vegetal por patógenos (Peña y Reyes, 2007).

Tales microorganismos pueden ser de vida libre y estar asociados a la rizósfera, o bien ser endófitos como el caso de algunas rizobacterias. En la última década un interés creciente ha sido dirigido hacia las rizobacterias endófitas, las cuales al estar menos afectadas por el estrés ambiental y más aclimatados con su hospedero (Sturz y Nowak, 2000) podrían representar una mayor ventaja ecológica. Sin embargo, la presencia de bacterias endófitas en plantas no leguminosas y su papel dependen probablemente del cultivar y de su coevolución con la especie microbiana.

La expresión de la capacidad promotora del crecimiento de las plantas inoculadas en ensayos de laboratorio, invernadero y campo ha sido evaluada a través de diversos parámetros, tales como el incremento de la elongación del tallo y de las raíces, el estado nutricional de las plantas tratadas, la ganancia en materia seca, el contenido de proteínas y el valor nutricional del grano. La capacidad para colonizar las raíces es una condición indispensable para que una bacteria sea considerada como una verdadera promotora del crecimiento vegetal. Siendo por tanto esa capacidad un primer paso y un rasgo crucial, para la selección de los inóculos microbianos (Lugtenberg *et al.*, 2001).

Actualmente, hay un enorme interés por las rizobacterias que colonizan hortalizas no leguminosas como la lechuga tatsoi (*Brassica rapa*), misma que podría tener propiedades importantes si se inocula en otras hortalizas. Por ello, el primer paso para obtener un inóculo de estas rizobacterias es lograr un aislamiento eficiente y posteriormente conseguir una buena caracterización, la cual puede realizarse mediante pruebas moleculares.



METODOLOGÍA

Para el aislamiento de rizobacterias se sugiere seguir el siguiente procedimiento:

1. Extraer en su totalidad raíces de lechuga tatsoi, retirando el suelo circundante, sin ocasionar daños mecánicos. Colocar 10 raíces individualmente en 10 frascos erlenmeyer de 50 ml para la desinfección superficial por lavado en agua destilada y detergente neutro, por un minuto, seguida de cuatro enjuagues en agua destilada esterilizada. Luego, transferir las raíces a nuevos frascos conteniendo agua esterilizada, para el aislamiento de comunidades de bacterias endófitas.
2. Para el aislamiento de bacterias endófitas, cada raíz debe ser sometida a un proceso de esterilización superficial. Para ello se debe lavar dos veces las raíces en agua destilada esterilizada, seguida de agitación por 15 min en solución tampón de fosfato de potasio $0,05 \text{ mol L}^{-1}$, pH 7,0; inmersión por 1 min en alcohol 70%; agitación por 5 min en solución de hipoclorito de sodio 5% y Tween 80%; nuevamente inmersión por 1 min en alcohol 70% seguida de agitación por 15 min en solución tampón fosfato de potasio $0,05 \text{ mol L}^{-1}$, pH 7,0 y, finalmente, el lavado por cuatro veces en agua destilada esterilizada. El proceso debe repetirse por dos veces. Para confirmar la esterilización de la superficie de las raíces, la alícuota del último lavado debe esparcirse en placa conteniendo medio de cultivo agar nutritivo e incubarse a 28°C por 72 horas.
3. Seguidamente, transferir las raíces a un tubo conteniendo caldo nutritivo e incubado a 28°C por 72 horas, para la certificación de la no presencia de microorganismos en la superficie de las raíces a ser utilizadas para el aislamiento de bacterias endófitas cultivables.
4. Macerar las raíces en morteros estériles y realizar diluciones seriadas en NaCl 0.85 % hasta la dilución $1:10^4$. Luego sembrar en medio base RMR modificado carente de nitrógeno.
5. Estimar por conteo directo de colonias en Cámara de Neubauer la densidad de bacterias por raíces, en UFC. g. de raíces⁻¹.
6. Observar y caracterizar las colonias en cuanto a forma, aspecto de la superficie, color y tamaño.
7. Seleccionar los morfotipos con mejores características, purificar y mantener en agar nutritivo para su posterior análisis, identificación y conservación.



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera la obtención de colonias rosadas características del género *Rhizobium*.



PREGUNTAS EXTRAMURO

Describe ¿Qué métodos se podrían utilizar para verificar el potencial de las rizobacterias endófitas aisladas?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Lugtenberg, B., Thomas, F., A-Woeng, Ch., and Bloemberg, G. (2002). Microbe-plant interactions: principles and mechanisms. *Anton van Leeuwenhoek*, 81: 373-383.
- Peña, H. B., y Reyes, I. (2007). Aislamiento y evaluación de bacterias fijadoras de nitrógeno y disolventes de fosfatos en la promoción del crecimiento de la lechuga (*Lactuca sativa* L.). *Interciencia*, 32(8), 560-565.
- Sturz, A., and Nowak, J. (2000). Endophytic communities of rizobacteria and strategies required to create yield enhancing associations with crops. *Appl. Soil Ecol.* 15: 183-190.



PRÁCTICA #12

OBSERVACIÓN DE CICLO CELULAR EN CÉLULAS VEGETALES DE AJO Y CEBOLLÍN DEL HUERTO AGROECOLÓGICO.



OBJETIVO

Observar el ciclo celular células vegetales de ajo y cebollín del Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

El estudio citológico del ciclo celular se basó tradicionalmente en el análisis de la mitosis, ya que éste es el momento en que se producen alteraciones morfológicas de las células fácilmente apreciables. Mitosis es sinónimo de cariocinesis o división del núcleo y su punto de comienzo se identifica al microscopio óptico por las transformaciones que sufre el núcleo en el que empiezan a hacerse bastante notables los cromosomas. El final de la mitosis se produce al terminar la desespiralización de los cromosomas que dejan así de ser visibles. Solapada con el final de la mitosis se produce la división del citoplasma o citocinesis. El conjunto de la mitosis más la citocinesis es la división celular. Al finalizar ésta comienza la interfase (Paniagua *et al.*, 1998).

Si se pudiera hacer una película del desarrollo de un meristemo radicular se podría observar cómo cada célula después de la interfase entraría en división y daría lugar a dos células hijas. Se podría calcular directamente la duración de cada etapa lo que proporcionaría una idea de la complejidad de cada proceso y su intensidad metabólica. Sin embargo, al hacer una preparación lo que se obtiene es una instantánea, una foto fija del meristemo a través de la cual también pueden determinarse parámetros de interés ya que al no existir sincronización cada célula sigue ciclos celulares independientemente del resto y, mientras más largo sea un proceso o una etapa del ciclo celular, más células se encontrarán en ella mientras que si la etapa es corta las células pasarán poco tiempo en ella y será más difícil que en la “foto fija” se encuentren muchas células de esa fase. Si en una preparación se localiza una zona meristemática y se contabilizan células en división y células en interfase, se puede tener una estima indirecta del tiempo de duración de una respecto a la otra o a todo el ciclo celular (Gould *et al.*, 1981).

De las plantas del Huerto, son el ajo y el cebollín las que mejor sirven como material biológico para observar este tipo de procesos celulares. Particularmente, sus raíces gruesas permiten realizar cortes tisulares y visualizar en los meristemas radiculares los procesos de división celular.



METODOLOGÍA

Para la observación del ciclo celular se realizará el siguiente procedimiento (Roca, 2020):

1. Obtención de material biológico (raíces de 2 a 3 cm de longitud): la primera opción es extraer cuidadosamente plantas de ajo y cebollín del huerto y en laboratorio retirar las raíces con mejores características para realizar cortes. O bien comprar cebollas y ajo, limpiar las zonas radicales eliminando las capas secas, colocar la zona radicular en contacto con agua (si es posible bien aireada), cambiar el agua al menos 2 veces al día y mantener entre 20 y 22°C de temperatura.
2. Cortar raíces de 2 a 3 centímetros y sumergir en etanol-acético 3:1 recién hecho durante un mínimo de 20 minutos.
3. Se colocan 3 o 4 raíces en un vidrio de reloj con orceína clorhídrica al 2%. Se calienta sobre un mechero hasta la emisión de vapores blanquecinos y se deja enfriar durante 5 minutos. Repetir la operación. Calentar igual por tercera vez y dejar enfriar 10 minutos. Añadir orceína clorhídrica al 2% siempre que se corra el riesgo de que se sequen las raíces.
4. Se toma una de las raicillas teñidas y se deposita sobre un porta limpio. Se separan 1,5 o 2 mm del extremo apical de la raíz (es el más redondeado) y el resto se tira. Se añade una gota de orceína acética al 1% o de acético al 45% sobre el meristemo separado y con cuidado se deposita un cubre y se golpea suavemente con el mango de una lanceta para lograr la extensión de las células. Con un trozo de papel de filtro se elimina el exceso de colorante sujetando con el papel porta y cubre para que este no se desplace lateralmente y presionando sobre el cubre con el dedo.
5. Realizar las observaciones de células meristemáticas al microscopio (4x, 10x y 40X).
6. Contar las células que están en división y las que están en interfase; esquematizar los estadios del ciclo celular.



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera observar una gran cantidad de células meristemáticas en los estadios de división mitótica y en interfase; además, gracias a la tinción es posible que se aprecien estructuras internas del núcleo celular.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Qué características diferenciales presentan las células vegetales durante el ciclo celular?
2. ¿Cómo afectaría la sequía y las heladas el ciclo celular en este tipo de plantas?
3. ¿Cuáles son las diferencias entre citocinesis y cariocinesis? ¿cómo ocurren a nivel enzimático?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Gould, A. R., Everett, N. P., Wang, T. L., and Street, H. E. (1981). Studies on the control of the cell cycle in cultured plant cells. *Protoplasma*, 106(1-2), 1-13.
- Paniagua, R., Nistal, M., Sesma, P., Álvarez, U. M., Fraile, B., Anadón, R., y De Miguel, M. P. (1998). *Citología e histología vegetal y animal*. McGraw-Hill Interamericana.
- Roca, A. M. (2020). Práctica 2: Ciclo celular en células vegetales. Recuperado de: <https://bit.ly/3mnsyly>



PRÁCTICA #13

DESCRIPCIÓN FENOTÍPICA DE LAS VARIEDADES DE LECHUGA, (*Lactuca sativa* L.) DEL HUERTO AGROECOLÓGICO.



OBJETIVO

Describir algunas características fenotípicas de las variedades de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cultivadas en el Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

La lechuga es una planta herbácea con gran importancia alimentaria en la sociedad actual, siendo la hortaliza de hoja con mayor consumo mundial. *Lactuca sativa* es ampliamente conocida por su alto valor nutricional, ya que tiene un alto contenido de carbohidratos, microelementos, vitaminas y aminoácidos esenciales. Debido a las muchas variedades que existen y a su cultivo cada vez mayor en invernaderos, las lechugas se pueden consumir durante todo el año (De Vries, 1997). Los principales productores de *Lactuca sativa* son China, Estados Unidos, España, Italia, India y Japón. En México, la producción de lechuga ha aumentado anualmente debido a la demanda de su consumo, en 2017 fue de 466.8 mil toneladas, 6.1% más que en 2016. Siendo baby leaf, escarola, orejona y romana, las variedades más cultivadas en el territorio nacional (GOB, 2016).

En los últimos años, la producción de hortalizas ha experimentado un significativo progreso en cuanto a producción y calidad (Saavedra, 2017). Esto gracias a modificaciones genéticas para mejorar las características organolépticas, reducción de ciclo de cultivos e incremento de rendimiento. Estas modificaciones biotecnológicas han permitido la obtención de variedades con colores verde y morado más intensos, sabores menos amargos y texturas más suaves para mejorar su digestión (Damerum *et al.*, 2020). Este tipo de procesos han propiciado la expansión de las variedades por distintas regiones donde las condiciones edafoclimáticas moldean el fenotipo de las plantas (Du *et al.*, 2020). El fenotipo es cualquier característica o rasgo observable de un organismo, como su morfología, desarrollo, propiedades bioquímicas, fisiología y comportamiento.

Por lo tanto, es importante determinar las características fenotípicas de las distintas variedades de lechuga, para visualizar qué variedades presentan las mejores propiedades dadas las condiciones de la zona. Además, es interesante comparar la incidencia que las prácticas agroecológicas o convencionales pueden tener sobre el fenotipo.

METODOLOGÍA

Para determinar las características fenotípicas de las variedades de lechuga en relación con diferentes prácticas asociadas en el Huerto Agroecológico, se pide seguir los siguientes pasos:

1. Preparar de forma uniforme dos camas de cultivo y dividir las a la mitad con una tabla, para obtener cuatro áreas para sembrar lechugas de la siguiente manera:

Tratamiento	Acolchado con hojarasca	Abonado orgánico	Asociación con cebollín
1 Lechuga romana	Si	Si	Si
2 Lechuga romana	No	No	No
3 Lechuga tropical	Si	Si	Si
4 Lechuga tropical	No	No	No

2. Ubicar los tratamientos bajo condiciones controladas (cubos de madera con papel celofán).
3. Realizar germinación de semillas de las dos variedades de lechuga usando un sustrato homogéneo.
4. Medir temperatura y regar diariamente conforme a capacidad de campo.
5. Monitorear y describir las siguientes características fenotípicas: % y tiempo de germinación, hojas (número de hojas, color, tamaño, sabor y textura), tamaño de vástago y raíces, tiempo de floración.
Nota: para el sabor se pide cosechar las lechugas muy de mañana y probarlas entre 5 personas.
6. Tabular y graficar los resultados cada 5 días durante un mes y medio.

RESULTADOS ESPERADOS

Se espera que las variedades de lechugas cultivadas bajo prácticas agroecológicas adquieran mejores propiedades y tengan un mejor rendimiento.

PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿De qué manera influyen las prácticas agroecológicas en las características fenotípicas?
2. ¿Adquieren un sabor distinto las lechugas asociadas con cebollín? ¿Por qué?
3. ¿Qué utilidad tienen los conocimientos generados durante esta práctica?

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Damerum, A., Chapman, M. A., and Taylor, G. (2020). Innovative breeding technologies in lettuce for improved post-harvest quality. *Postharvest Biology and Technology*, 168(1), 111266.
- De Vries, I. (1997). Origin and domestication of *Lactuca sativa* L. *Genetic Resources & Crop Evolution*, 44(2), 165-174.
- Du, J., Lu, X., Fan, J., Qin, Y., Yang, X., and Guo, X. (2020). Image-based high-throughput detection and phenotype evaluation method for multiple lettuce varieties. *Frontiers in Plant Science*, 11(1), 563386.
- Gobierno de México (GOB). (2016). *Lactuca sativa* L: tipos y variedades que se producen en México. Disponible en: <https://bit.ly/3gqiDKp>
- Saavedra, D. G. (2017). Manual de producción de lechuga. Instituto de Investigaciones Agropecuarias (INIA).



PRÁCTICA #14

DIAGNÓSTICO DE PRESENCIA DE INSECTOS ASOCIADOS AL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Inspeccionar la presencia de insectos asociados al Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

Los huertos urbanos son espacios en la ciudad destinados al cultivo de verduras, legumbres, árboles frutales, plantas medicinales y aromáticas (López y Angulo, 2013). Los huertos se basan en siembras de reducidas dimensiones y en cultivos intensivos, generalmente utilizados para el autoconsumo y la educación, como es el caso de los huertos escolares (Merçon *et al.*, 2012).

Debido a la estructura vegetal y dadas las condiciones ambientales que los huertos propician, es frecuente que haya diferentes tipos de fauna que mantienen interacciones diversas con estos hábitats (Monroy y Flores, 2015). En este sentido, los insectos son un grupo importante que generalmente es atraído por los huertos (Matienzo-Brito *et al.*, 2011). Este tipo de artrópodos pueden usar estos ecosistemas para diferentes actividades: reproducción, alimentación, refugio, etc.

Sin embargo, en función de los hábitos que presenten los insectos, estos pueden tener interacciones antagónicas (Matamoros y Gaitán, 2017), benéficas (Ramírez-Segura y Wallace, 2016) y/o neutras con el huerto. Por ello se hace necesario realizar un diagnóstico de presencia de los insectos asociados al huerto, esto con la intención de promover un manejo adecuado de dichas poblaciones (Vázquez y Fernández, 2007).

METODOLOGÍA

El diagnóstico de presencia de insectos del huerto se realizará a través de dos métodos:

INSPECCIÓN VISUAL

Es un método directo basado en la técnica de conteos comunes por hábitat. Se utiliza para determinar la fauna insectil que se asocia a la vegetación cultivada y no cultivada. Consiste en la búsqueda directa, a vista, de insectos en los hábitats que ocupan. Para ello se propone:

1. Muestrear las plantas cultivadas y no cultivadas del Huerto.
2. Inspeccionar las plantas en su parte inferior y superior.
3. Registrar en bitácora la presencia de insectos.
4. Colectar tres individuos por tipo de insecto.
5. Los insectos colectados serán colocados en frascos con solución hidroalcohólica al 70%, tratando de incorporar todos los datos de etiquetado para su identificación.

TRAMPEO

Se utilizarán Trampas de Lindgren o multiembudo, consisten en una columna formada por embudos de plástico negro que se cuelga de una rama o de una estaca. Estas poseen una tapadera superior para protegerla de la lluvia, y un recipiente de recogida inferior (Lindgren, 1983).

1. Se propone ubicar las trampas en sitios estratégicos del Huerto y verificar su contenido cada ocho días.
2. Los individuos capturados serán registrados y colocados en frascos con solución hidroalcohólica al 70 %, tratando de incorporar todos los datos de etiquetado para su identificación.

RESULTADOS ESPERADOS

Se espera obtener una gran presencia de insectos polinizadores y edáficos que hacen parte de la comunidad biológica del Huerto, mismos que son promovidos gracias al abonado frecuente del suelo y la presencia de diferentes plantas con flores.

PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿A qué responde la presencia de abejas y mariposas? ¿Cómo deben promoverse sus poblaciones?
2. ¿En qué consiste un manejo agroecológico de insectos plaga?

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Lindgren, B. S. (1983). A multiple funnel trap for scolytid beetles (Coleoptera). *Can. Ent.* 115: 299-302.
- López, G. P., y Angulo, C. V. (2013). *Huerto urbano sostenible*. España: Madrid. Editorial Mundi Prens, 272p.
- Matamoros, J. D. A., y Gaitán, M. D. A. (2017). Evaluación de cuatro alternativas de producción en huertos urbanos sobre el crecimiento, rendimiento y fluctuación poblacional de insectos plagas en el cultivo de la chiltoma (*Capsicum annum L.*). (Tesis doctoral). Nicaragua: Universidad Nacional Agraria.
- Matienzo-Brito, Y., Veitía-Rubio, M. M., y Alayón-García, G. (2011). Composición y riqueza de insectos y arañas asociados a plantas florecidas en sistemas agrícolas urbanos. *Fitosanidad*, 15(1), 25-30.
- Merçon, J., Escalona-Aguilar, M. Á., Noriega-Armella, M. I., Figueroa-Núñez, I. I., Atenco-Sánchez, A., y González-Méndez, E. D. (2012). Cultivando la educación agroecológica: el huerto colectivo urbano como espacio educativo. *Revista mexicana de investigación educativa*, 17(55), 1201-1224.
- Monroy, R., y Flores, A. G. (2015). La fauna silvestre con valor de uso en los huertos frutícolas tradicionales de la comunidad indígena de Xoxocotla, Morelos, México. *Etnobiología*, 11(1), 44-52.
- Ramírez-Segura, O., y Wallace, R. (2016). Insectos polinizadores en ambientes urbanos: perspectivas de su estudio en México. *Entomología mexicana*, 3, 183-190.
- Vázquez, M. L. L., y Fernández, G. E. (2007). Manejo agroecológico de plagas y enfermedades en la agricultura urbana. Estudio de caso Ciudad de La Habana, Cuba. *Agroecología*, 2(1), 1-13.



PRÁCTICA #15

DETERMINACIÓN VISUAL DE LA COMUNIDAD ECOLÓGICA Y. LA CADENA TRÓFICA DEL HUERTO AGROECOLÓGICO.



OBJETIVO

Determinar la comunidad ecológica y la cadena trófica asociada al Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

Desde una perspectiva ecológica, la biodiversidad asociada a los huertos permite la conformación agroecosistemas dinámicos. En este sentido, un agroecosistema es un ecosistema alterado por el hombre para el desarrollo de una actividad biocultural, como lo es la agricultura (Sans, 2007). Este tipo de espacios están compuestos por elementos abióticos y bióticos que interactúan entre sí para movilizar energía a través de la cadena trófica y funcionar en términos ecosistémicos. Por tanto, el agroecosistema huerto desde la perspectiva de los factores bióticos y abióticos, podría definirse como la interacción entre los organismos vivos (*biocenosis*) y los elementos no vivos (*biotopo*) de un ambiente manejado donde sus relaciones dan como resultado una unidad coherente de organización (Cadillo *et al.*, 2015).

Esta organización hace posible la visualización de una comunidad ecológica, integrada por el conjunto de poblaciones de organismos de especies distintas que habitan y se relacionan entre sí en el espacio cultivado por el ser humano. De esta manera, el número de especies y las relaciones que mantienen, determinan la complejidad del agroecosistema. La cual puede ser mayor o menor, si se trata de un sistema agrícola de monocultivo o policultivo, y teniendo en cuenta que el tipo de manejo también tendrá una incidencia en la biodiversidad asociada (Altieri, 2013).

En el caso del Huerto Agroecológico, su configuración incluye vegetación nativa, hortalizas, frutales, plantas medicinales, aromáticas y ornamentales. Además, su manejo concibe asociaciones de cultivos, barreras y cercas vivas, acolchado con hojarasca; prácticas agroecológicas que promueven la biodiversidad funcional del agroecosistema. En este sentido, es importante determinar los organismos que conforman la comunidad ecológica y la cadena trófica del Huerto, para visualizar los miembros que integran los grupos funcionales, identificar especies claves y estimar el equilibrio del agroecosistema. Este tipo de procesos ofrecen información valiosa para tomar mejores decisiones de manejo, lo cual podría optimizar la salud del Huerto.



METODOLOGÍA

La determinación de la comunidad ecológica y la red trófica del Huerto Agroecológico se realizará mediante inspección visual. Este es un método directo basado en la técnica de conteos comunes por hábitat. Se utiliza para determinar la fauna que se asocia a la vegetación cultivada y no cultivada. Consiste en la búsqueda directa, a vista, de organismos en los hábitats que ocupan. Para ello se propone:

1. Realizar recorridos para muestrear las distintas áreas del Huerto Agroecológico, haciendo especial énfasis en las plantas cultivadas y no cultivadas. Así como en el suelo mediante la extracción de monolitos de 30x30x25cm.
2. Inspeccionar las plantas en su parte inferior y superior, observando detalladamente las hojas en el haz y el envés.
3. Registrar en bitácora la presencia de organismos observados que conforman la comunidad ecológica.
4. Los recorridos y observaciones deben realizarse durante un mes, eligiendo un número de días representativos, en fechas y horas aleatorias.
5. Organizar en una tabla los organismos observados por grupos funcionales: productores primarios, herbívoros, depredadores, descomponedores, polinizadores, etc.
6. Esquematizar la posible cadena trófica del Huerto a partir de los distintos organismos que conforman la comunidad ecológica y teniendo en cuenta sus hábitos alimenticios.



RESULTADOS ESPERADOS

Dado el diseño y manejo agroecológico del Huerto, se espera que haya una comunidad ecológica conformada por una gran diversidad de organismos. De igual manera, se espera que la cadena trófica del Huerto incluya una gran variedad de organismos en cada uno de los niveles tróficos.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿De qué manera la agroecología permite la construcción de agroecosistemas resilientes?
2. ¿Qué ventaja ecosistémica ofrece el hecho de contar con distintas especies en un mismo grupo funcional para un agroecosistema determinado?
3. Explica ¿cómo se da el flujo de energía en la cadena trófica del Huerto Agroecológica?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Altieri, M. A. (2013). Construyendo resiliencia socio-ecológica en agroecosistemas: algunas consideraciones conceptuales y metodológicas. En: Nicholls, C. (ed.). *Agroecología y resiliencia socioecológica: adaptándose al cambio climático*, pp. 94-104.
- Cedillo, J. G. G., Olascoaga, L. W., Pérez, J. I. J., y Mejía, M. C. C. (2015). Agroecosistemas de huertos familiares en el subtrópico del altiplano mexicano. Una visión sistémica. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 18(3), 237-250.
- Sans, F. X. (2007). La diversidad de los agroecosistemas. *Revista ecosistemas*, 16(1), 44-49.



PRÁCTICA #16

DETERMINACIÓN DE LA CALIDAD DEL SUELO DEL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Determinar algunas propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo del Huerto Agroecológico, para estimar su calidad.

INTRODUCCIÓN

El suelo desempeña un rol importante en los agroecosistemas, ya que es esencial para promover la biodiversidad y la producción agrícola. La calidad del suelo se manifiesta en el pleno funcionamiento de los servicios ambientales que este puede tener en un tiempo determinado (Karlen *et al.*, 1997). La manera más fiable que permite tener una noción acerca de la calidad del suelo es evaluando sus propiedades, esto a través de los parámetros físicos, químicos y biológicos (Cruz *et al.*, 2004). Por ello, cuando se desean adoptar prácticas agrícolas en espacios urbanos, es importante evaluar la salud del suelo, especialmente en términos de fertilidad. Lo anterior, es posible haciendo una caracterización en la que se correlacionan los parámetros físicos, químicos y biológicos con las funciones del suelo. La dinámica de las propiedades del suelo es transcendental para la productividad de los cultivos; por ejemplo, la disminución de la biota edáfica afecta la disponibilidad de la MO y retrasa los procesos de mineralización, aspecto esencial para la fertilidad del suelo y la nutrición de las plantas (Cantú *et al.*, 2007).

Un alto número de parámetros fisicoquímicos, microbiológicos y bioquímicos son responsables de la fertilidad del suelo (Andrades y Martínez, 2001). Sin embargo, por la dificultad que representa considerarlos todos, resulta útil y práctico seleccionar los más informativos y confiables. En general, se considera que los parámetros fisicoquímicos son de escasa utilidad como indicadores, ya que se modifican a menudo cuando los suelos están sujetos a perturbaciones o han tenido una historia edafológica drástica, como es el caso de los suelos urbanos (Filip, 2002). Por lo que la selección de algunos indicadores estrechamente relacionados puede ofrecer información relevante sobre la calidad del suelo y su posible manejo futuro (De la Cruz y Fontalvo, 2019). Estos indicadores, deben proporcionar información confiable y fácil de interpretar, para que sea funcional al momento de tomar decisiones de manejo. Por lo anterior, se prioriza la evaluación de la calidad del suelo del Huerto, como un proceso de diagnóstico y seguimiento.



METODOLOGÍA

Para determinar la calidad del suelo del Huerto Agroecológico se utilizará la metodología de Evaluación Visual de Suelo (ASA, 2019), para ello se seguirán los siguientes pasos:

1. En el huerto, realice un transecto lineal y marque tres puntos a cinco metros de distancia.
2. Extraer con una pala cuadrada un cubo de suelo de 20 cm de largo x 20 cm de ancho y 20 cm de profundidad; teniendo cuidado que no se desborne al momento de extraerlo.
3. El cubo extraído se levanta a una altura de un metro, posteriormente se deja caer sobre un saco o plástico, si quedan todavía terrones grandes se vuelven a levantar y dejar caer. Una vez tendido el suelo, ubique los terrones más grandes en un extremo y los terrones más finos en el otro.
4. Proceder a evaluar cada uno de los ocho indicadores, auxiliándose de la tarjeta de calificación de indicadores. Ver que esta tarjeta asigna valor o calificación visual para cada indicador (0= condición pobre; 1= condición moderada; 2= condición buena), comparando la tierra puesta en la bolsa plástica o saco con las imágenes que se muestran en el instructivo para cada indicador.
5. La condición obtenida para cada indicador se multiplica por un factor dando como resultado el valor total de la condición de ese indicador en ese suelo.
6. Proceder a sumar los valores totales de los ocho indicadores. Este valor o puntaje total califica o valora el estado del suelo en: 1. Suelo Pobre; si el valor total es menor a 10 puntos. 2. Suelo Medio o Moderado; si el valor total esta entre 10 a 25 puntos. 3. Suelo Bueno; si el valor total es superior a 25 puntos.



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera que la calidad del suelo presente una buena condición dado el manejo agroecológico.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Cómo se relacionan las propiedades físicas, químicas y biológicas evaluadas?
2. ¿Qué recomendaciones de manejo ofrecerías para mejorar la calidad del suelo del huerto?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Andrades, R. M., y Martínez, M. (2001). *Fertilidad del suelo y parámetros que la definen*. Universidad de La Rioja, Servicio de Publicaciones, 328p.
- ASA (2019). Evaluación visual de suelos. Disponible en: <https://bit.ly/2lxa8R6> (Incluye tarjeta de calificación).
- Cantú, M. P., Becker, A., Bedano, J. C., y Schiavo, H. F. (2007). Evaluación de la calidad de suelos mediante el uso de indicadores e índices. *Ciencia del suelo*, 25(2), 173-178.
- Cruz, A. B., Barra, J. E., Del Castillo, R. F., y Gutiérrez, C. (2004). La calidad del suelo y sus indicadores. *Revista ecosistemas*, 13(2), 90-97.
- De la Cruz, E. Y., y Fontalvo, B. J.C. (2019). *Biología del suelo*. Códice Taller Editorial.
- Filip, Z. (2002). International approach to assessing soil quality by ecologically-related biological parameters. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 88(2), 169-174.
- Karlen, D. L., Mausbach, M. J., Doran, J. W., Cline, R. G., Harris, R. F., and Schuman, G. E. (1997). Soil quality: a concept, definition, and framework for evaluation. *Soil Science Society of America Journal*, 61(1), 4-10.



PRÁCTICA #17

DETERMINACIÓN DE LA DE EVAPOTRANSPIRACIÓN EN CULTIVO DE ZANAHORIAS DEL HUERTO AGROECOLÓGICO.



OBJETIVO

Determinar la evapotranspiración en cultivo de zanahorias del Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

El concepto de evapotranspiración nace a partir de la dificultad de separar e identificar la evaporación del suelo y la transpiración de las plantas en un contexto de cultivo amplio (Hargreaves, 1994). Por lo tanto, la evapotranspiración es la consideración conjunta de dos procesos diferentes: la evaporación y la transpiración. Por una parte, la evaporación es un fenómeno físico en el que el agua pasa de líquido a vapor y esto se produce desde el suelo, agua infiltrada por precipitaciones o riego que se evapora desde la parte más superficial del suelo. Por otra parte, la transpiración es un fenómeno biológico en el que las plantas disipan agua hacia la atmósfera desde sus estomas. En este sentido, la evaporación depende del poder evaporante de la atmósfera, que a su vez depende factores como la radiación solar, la temperatura, la humedad, la presión atmosférica y el viento. De igual manera, la transpiración depende del poder evaporante de la atmósfera, el grado de humedad del suelo, el tipo de planta, las variaciones estacionales y las variaciones interanuales (Sánchez, 2020).

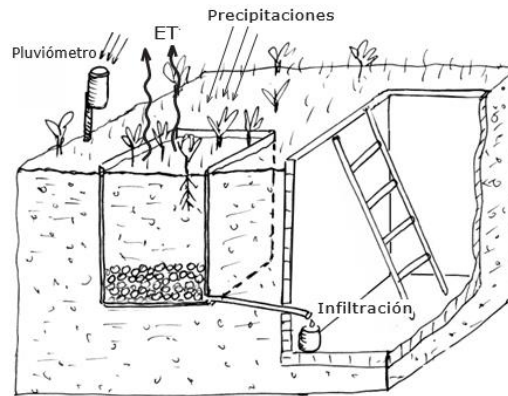
Para los hidroclimatólogos, el interés de la evapotranspiración se concentra en la cuantificación de los recursos hídricos de una zona; es decir, lo que desciende por precipitación menos lo que asciende por evapotranspiración será el volumen de agua disponible. La evapotranspiración se estudia en el campo de agronomía, debido a las necesidades hídricas de los cultivos para su correcto desarrollo (Allen *et al.*, 2006). Por ejemplo, en las primeras fases de desarrollo de un cultivo después de la siembra, como consecuencia de la falta de cubierta y sombreado del suelo por las plantas y si la disponibilidad de agua en la superficie del suelo es suficiente, las pérdidas de agua se producen fundamentalmente como consecuencia de la evaporación. Por otra parte, la evaporación del agua del suelo en un cultivo herbáceo, después de un riego por superficie o aspersion antes de que el cultivo cubra el suelo, es mucho mayor que en el caso de un riego por goteo de un cultivo leñoso, donde la zona húmeda creada por el goteo está a la sombra de la cubierta de los árboles (Bruna y Ortega, 2018). Por lo anterior, resulta importante hacer monitoreos de evapotranspiración en los cultivos del Huerto, para optimizar el riego y hacer un uso más responsable del recurso hídrico.



METODOLOGÍA

La determinación de la evapotranspiración (ET) se realizará mediante medición directa de ET a través del lisímetro, o tanque de evapotranspiración, para ello se recomienda seguir los siguientes pasos:

1. Cultivar una cama de cultivo con plantas de zanahoria y dejar que el vástago llegue a 20 centímetros de altura.
2. Agregar hojarasca a la mitad de la cama de cultivo.
3. En ese momento, se deben instalar dos lisímetros. Uno para la parte con acolchado y otro para la parte de cultivo con suelo desnudo.
4. Para ello se debe aislar una porción de la cama de cultivo, incluyendo las plantas, en donde se pueda medir exactamente el agua que ingresa (por precipitación o riego) y el agua que sale (por drenaje) en un determinado tiempo en que se considera que no hay variación en almacenamiento de agua dentro del sistema (lisímetro) (Ver esquema).
5. La evapotranspiración se puede calcular con la siguiente fórmula: $ET = \text{lluvia} + \text{riego} - \text{drenaje}$. La diferencia entre cantidad de agua que ingresa y que sale del lisímetro será igual a evapotranspiración.



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera que la evapotranspiración sea menor en el tratamiento con hojarasca, debido a que el acolchado comúnmente permite la retención de agua en el mantillo.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Cómo se relaciona la evapotranspiración con la capacidad de campo del suelo?
2. ¿Qué recomendaciones de manejo brindarías a partir de los resultados obtenidos?
3. Elige tres hortalizas y describe la forma en que su fisiología influye en la evapotranspiración.



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Allen, R. G., Pereira, L. S., Raes, D., y Smith, M. (2006). *Evapotranspiración del cultivo: guías para la determinación de los requerimientos de agua de los cultivos*. Roma: FAO.
- Bruna, L. P., y Ortega, S. M. (2018). Introducción a la evapotranspiración del agua en las plantas cultivadas. *Informaciones técnicas*, 269(1), 1-8.
- Hargreaves, G. H. (1994). Defining and using reference evapotranspiration. *Journal of Irrigation and Drainage Engineering*, 120(6), 1132-1139.
- Sánchez, R. S. J. (2020). Evapotranspiración: conceptos, utilidades y unidades. Disponible en: <https://bit.ly/37TaF8L>



PRÁCTICA #18

CONSTRUCCIÓN DE UN AGROSISTEMA TRADICIONAL: LA MILPA EN EL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Construir de forma colectiva un agroecosistema tradicional de milpa en el Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

En México, se denomina milpa (del náhuatl *milpan* de *milli* "parcela sembrada" y *pan* "encima de") al sistema agrícola tradicional conformado por un policultivo, que constituye un espacio dinámico de recursos genéticos (CONABIO, 2016). Se trata de un agroecosistema sustentable que refleja los conocimientos tradicionales, la tecnología y las prácticas agrícolas apropiadas para obtener del suelo, los productos necesarios para satisfacer las necesidades básicas alimentarias de la familia campesina (Jácome y Montes, 2014). Su especie principal es el maíz, acompañada de diversas especies de frijol, calabazas, chiles, tomates y muchas otras dependiendo de la región. A esta asociación de cultivo entre maíz-frijol-calabaza se le conoce tradicionalmente como "la triada mesoamericana" o "las tres hermanas".

Además, en este sistema agrícola se aprovechan plantas que crecen de forma espontánea, principalmente especies herbáceas conocidas como "quelites"; por ejemplo, verdolagas, quintoniles, huazontle, nabos, romeritos, entre otras (Granados *et al.*, 2019). Al mismo tiempo se aprovecha el huitlacoche (*Ustilago maydis*) y los chapulines de la milpa (*Sphenarium purpurascens*), una excelente fuente de proteína que complementa lo que es denominado la dieta de la milpa. La cual incluye un grupo diversificado de alimentos con alto valor nutricional que sostuvieron por años a las comunidades prehispánicas de Mesoamérica. Un verdadero ejemplo de soberanía y seguridad alimentaria que se mantiene en las comunidades del sur-sureste mexicano, reflejando la riqueza biocultural del país (Salazar y Magaña, 2016).

Es necesario mencionar que no existe un sólo tipo de milpa, depende de las características de suelo, clima, de las especies disponibles, de las tradiciones y saberes locales, así como de los gustos y necesidades tanto culinarias como alimenticias de las comunidades indígenas y campesinas (García *et al.*, 2003). Por lo anterior, cada milpa tiene aspectos identitarios y únicos, por lo que no hay una milpa sino muchas. En algunas regiones del país, sobre todo en el trópico húmedo, la milpa se establece a partir del sistema itinerante de roza-tumba-quema, este tipo de producción consiste en la limpieza de pequeñas parcelas y la quema de residuos vegetales secos, para posteriormente cultivar en ellas y aprovechar los nutrientes (Ponce *et al.*, 2012). En México, también se usa la expresión "hacer milpa" para referirse a todo el proceso productivo, desde la selección del terreno hasta la cosecha. Por tanto, es importante hacer milpa en el Huerto Agroecológico y valorar las prácticas asociadas a esta asociación de cultivo milenaria.



METODOLOGÍA

La milpa se hará a partir de los conocimientos tradicionales de las comunidades mayas de Yucatán (Pech, 2019), para ello se recomienda seguir los pasos que se describen a continuación:

1. Elegir un espacio orientado de oriente a poniente, el camino del sol.
2. Preparar (aflojar y abonar con composta) colectivamente el terreno de forma manual con azadón.
3. Sembrar tres semillas de maíz nativo de la región cada 40 cm, cuando el maíz germine siembre tres semillas de calabaza en el centro de la milpa y finalmente siembre dos semillas de frijol al pie de cada planta de maíz, cuando estas hayan alcanzado 50 centímetros de alto.
4. Monitorear cada semana el desarrollo fenológico del maíz, el frijol y la calabaza (altura, hojas, flores y frutos); además, contabilizar el número de plantas, hongos y animales emergentes.
5. Durante el ciclo agrícola de la milpa, los agricultores tradicionalmente realizan diferentes rituales, los cuales son ofrendas en agradecimiento a la fertilidad de la tierra, de las semillas, al beneficio de los aires, de las lluvias, a la productividad de las cosechas, entre otros. Por lo que pueden ser consultados (Roman *et al.*, 2017) y considerados a desarrollarse durante esta práctica



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera que el sistema milpa se desarrolle saludablemente y que emerja una gran diversidad de quelites.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Qué es un agroecosistema? ¿Por qué la milpa es considerada un agroecosistema sustentable?
2. Describa los aportes nutricionales de las especies cultivadas y emergentes en la milpa.
3. ¿Por qué hacer milpa es considerado un acto de resistencia?
4. Realiza una comparación entre milpa tradicional frente a los monocultivos extensivos de maíz.



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- CONABIO. 2016. La milpa. Disponible en: <https://bit.ly/3a4AhIQ>
- García, X. M., Caamal, A., Ku-Ku, B., Xool, E. C., Armendáriz, I., Flores, J., ... y Domínguez, J. X. (2003). La agricultura campesina de los mayas en Yucatán. *LEISA Revista de Agroecología*, 19(1), 7-17.
- Granados, D., López, G. F., y Trujillo, E. (1999). La milpa en la zona maya de Quintana Roo. *Revista de Geografía Agrícola*, 28(1), 57-72.
- Jácome, A. G., y Montes, L. R. (2014). El conocimiento agrícola tradicional, la milpa y la alimentación: el caso del Valle de Ixtlahuaca, Estado de México. *Revista de Geografía Agrícola*, (52-53), 21-42.
- Ponce, E. L., Barrera, L. C., y Fernández, M. A. (2012). El sistema milpa roza, tumba y quema de los maya itzá de San Andrés y San José, Peten Guatemala. *Ra Ximhai*, 8(2), 71-92.
- Pech, E. M. K. (2019). La diversidad de maíz, frijol y calabaza en la milpa maya de Xoy, Peto, Yucatán (Tesis de maestría). Centro de Investigación Científica de Yucatán.
- Román, M. E. (2017). Ritos y milpas en Amatlán de Quetzalcóatl, Tepoztlán, Morelos, México. *Relaciones. Estudios de historia y sociedad*, 38(151), 193-229.
- Salazar, B. L. D. L., Y Magaña, M. M. Á. (2016). Aportación de la milpa y traspatio a la autosuficiencia alimentaria en comunidades mayas de Yucatán. *Estudios sociales (Hermosillo, Son.)*, 24(47), 182-203.



PRÁCTICA #19

DETERMINACIÓN DE METABOLITOS BIOACTIVOS EN PLANTAS AROMÁTICAS Y MEDICINALES DEL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Determinar la presencia de metabolitos bioactivos en plantas aromáticas y medicinales del Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

Las plantas producen una gran variedad de compuestos bioactivos y metabolitos secundarios como medio de defensa al ataque de insectos, microorganismos y de adaptación a ambientes adversos (temperatura, humedad, intensidad de luz, sequía, etc.) (Ramakrishna y Aswathanarayana, 2011). Entiéndase por bioactivo, aquellos compuestos que tiene la capacidad de provocar efecto farmacológicos o toxicológicos en humanos y/o animales (Durmic y Blache, 2012). Durante muchos años estos compuestos se han usado principalmente para la fabricación de medicamentos y la preservación de alimentos.

Uno de los tipos de planta que presentan gran producción de metabolitos bioactivos son las medicinales y aromáticas, las cuales juegan un papel fundamental en la dieta porque suministran nutrientes (Echavarria *et al.*, 2016). Estos compuestos bioactivos pueden tener efectos fisiológicos benéficos, al modular funciones corporales u orgánicas específicas. Muchos de estos compuestos tienen el potencial de contribuir a mejorar la salud de los individuos y, quizás, de reducir el riesgo o retrasar el desarrollo de algunas enfermedades. Por tal razón, estos componentes o las plantas que los contienen se denominan alimentos funcionales (Coral *et al.*, 2012).

De manera general, la funcionalidad de estos alimentos está condicionada por su naturaleza, el mecanismo de acción y el tipo de interacción de los componentes con el organismo. Pero también la cantidad segura y necesaria, para repercutir de forma favorable y real en la salud humana. Cuestión que en la actualidad es desconocida por la mayoría de los nutricionistas, como también por la población. Esto está evidenciado en el bajo consumo de alimentos funcionales y el incremento de enfermedades crónicas no trasmisibles, las cuales se pueden prevenir a partir de una dieta adecuada (Barragán, 2011).

Por tanto, es importante determinar la presencia y cantidad de metabolitos bioactivos en las plantas aromáticas y medicinales del Huerto Agroecológico, para luego promover su consumo entre la comunidad.

METODOLOGÍA

Para la caracterización de metabolitos bioactivos se siguen los métodos propuestos por Domínguez (1979):

Obtención de muestras

1. Cortar 1.5 kg de hojas de cada especie de planta aromática y medicinal del Huerto.
2. Secar a $60 \pm 5^\circ\text{C}$ y luego moler hasta obtener un polvo fino mediante maceración al 10 % (p:v) en etanol 70 % y concentrados a presión reducida.

Determinación de Alcaloides

1. Se agrega 1mL del extracto obtenido a 3 tubos, al primer tubo se le agregan 5 gotas del reactivo de Mayer, al segundo 5 gotas del reactivo de Dragendorff y al tercero 5 gotas del reactivo de Wagner.
2. Mezclar y observar los tubos durante 2 horas. La presencia de alcaloides es positiva por la presencia de un precipitado color blanco a crema para la prueba de Mayer, presencia de precipitado rojo a naranja en la prueba de Dragendorff y presencia de precipitado color marrón a pardo oscuro en la prueba de Wagner.

Determinación de Flavonoides

1. La presencia de flavonoides se determina mediante el ensayo Shinoda. Para ello se agrega 1mL del extracto obtenido a un tubo al cual se le adiciona magnesio metálico y 0.5mL de ácido clorhídrico concentrado. La prueba es positiva por la presencia de color amarillo, rojo, rosa o morado en los primeros 3 minutos.
2. Prueba de Cloruro de Hierro II al 10%: al extracto obtenido se le adicionan 5 gotas del reactivo, el cambio de color a negro, azul y verde es positivo.
3. Ácido sulfúrico: al extracto se le agregan 5 gotas del ácido el cambio de colores pardos, rosados o azul es positiva

Determinación de Saponinas

1. Se agregan 5mL del extracto obtenido a un tubo, el cual se calienta en baño maría (60°C) durante 30 minutos. Enfriar, tapar los tubos, agitar vigorosamente 30 a 40 segundos.
2. Los tubos se dejan reposar durante 20 minutos y se observa la formación de espuma. Si una capa de espuma mayor de 3 cm persiste en la superficie líquida después de 30 minutos se presume la presencia de saponinas.

Determinación de triterpenos/esteroles

1. 3mL del extracto obtenido se llevan a sequedad y se resuspenden en una solución al 1% en cloroformo. A un tubo se agregan 2.5mL de la solución y se adicionaron unas gotas de ácido acético y 3mL de ácido acético glacial-ácido sulfúrico 50:1.
2. La prueba es positiva al reactivo de Lieberman Bouchard si presenta anillo verde - interfase marrón.

Determinación de Cumarinas

1. Se agrega 1mL del extracto obtenido a un tubo y hervir; se deja enfriar y se aplica con un microcapilar 2 manchas en papel filtro, a una de las manchas se le agrega 1 gota de KOH 0.5M.
2. La prueba es positiva si hay fluorescencia a la longitud de onda de 336nm.

De las pruebas fitoquímicas preliminares se registra la abundancia del metabolito secundario de la siguiente manera: Presentes en gran cantidad: +++, Presentes en mediana cantidad: ++, Presentes en pequeña cantidad: + y Ausentes: -



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera que haya presencia y gran cantidad de metabolitos bioactivos en las plantas medicinales y aromáticas del Huerto, dado que estas plantas por naturaleza los producen.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Qué metabolito bioactivo fue el más predominante y por qué?
2. ¿De qué manera el manejo agroecológico podría incidir sobre la producción de metabolitos bioactivos?
3. ¿Qué repercusión en los resultados podría tener el hecho de que la mayoría de las plantas utilizadas estaban cultivadas en asociación?
4. Señala las 5 verduras que más consumes en tu dieta y consulta si se trata de alimentos funcionales.
5. Consulta algunas recetas que se pueden preparar a partir de las plantas utilizadas.



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Barragán, V. P. A. (2011). Potencial saludable de sustancias bioactivas de algunas verduras (Tesis de licenciatura). Pontificia Universidad Javeriana.
- Coral, C. B. S., Carmen, G. C., Ángel, R. B. M., y Consuelo, L. N. (2012). *Nutrición, salud y alimentos funcionales*. Editorial UNED.
- Domínguez, A. X. (1979). *Métodos de Investigación Fitoquímica*. Editorial Limusa.
- Durmic, Z., and Blache, D. (2012). Bioactive plants and plant products: Effects on animal function, health and welfare. *Animal Feed Science and Technology*, 176(1), 150-162.
- Echavarría, A., Regnault, H. D. A., Lisbeth, N., Matute, L., Jaramillo, C., de Astudillo, L. R., y Benitez, R. (2016). Evaluación de la capacidad antioxidante y metabolitos secundarios de extractos de dieciséis plantas medicinales. *Ciencia Unemi*, 9(20), 29-35.
- Ramakrishna, A., and Aswathanarayana, G. (2011). Influence of abiotic stress signals on secondary metabolites in plants. *Plants Signaling & Behavior*, 6(11), 1720-1731.



PRÁCTICA #20

DETERMINACIÓN DE LA ESTABILIDAD Y MADUREZ DEL ABONO PRODUCIDO EN LA COMPOSTA DEL HUERTO AGROECOLÓGICO



OBJETIVO

Determinar la estabilidad y madurez del abono orgánico producido en la composta de pila del Huerto Agroecológico.

INTRODUCCIÓN

El abonado orgánico es una de las principales prácticas de manejo que se lleva a cabo en los huertos considerados agroecológicos (González y Pomares, 2008). Esta práctica permite la recirculación de nutrientes a través del compostaje de los residuos orgánicos, minimizando las pérdidas de energía en el agroecosistema (Hernández *et al.*, 2010). De esta manera, se propicia el ciclaje de nutrientes y la fertilidad del suelo para la agricultura sustentable. Particularmente cuando es necesario mantener el nivel de productividad de los suelos, incrementar la producción agrícola y preservar los ecosistemas en el tiempo.

En este sentido, el compostaje es la forma ideal de producir abonos orgánicos para la agricultura. Este es un proceso biológico controlado de oxidación de los residuos orgánicos en condiciones controladas de temperatura, humedad y aireación, donde participan diferentes grupos de la biota edáfica (Avendaño *et al.*, 2013). Como resultado de este proceso se produce la composta, la cual si es elaborada correctamente puede colaborar con el mejoramiento de la salud del suelo, aspecto que repercute directamente en la salud de los cultivos. Por lo que es importante garantizar la calidad la composta para que al aplicarla su efecto en la nutrición de las plantas sea más eficiente (Soliva y López, 2004).

En este sentido, la madurez y la estabilidad de la composta son dos parámetros esenciales para evaluar la calidad del abono (García *et al.*, 2014). La estabilidad está relacionada con la disminución de carbono (C) degradable y actividad microbiana (a mayor estabilidad, menor degradabilidad y actividad microbiológica). Mientras que la madurez se refiere a la finalización efectiva del proceso de compostaje en un producto sin sustancias fitotóxicas que puedan afectar el crecimiento vegetal (Torti *et al.*, 2019). Por lo tanto, es importante monitorear este tipo de parámetros en el Huerto, para tomar decisiones de manejo acertadas al momento de abonar las camas de cultivo.



METODOLOGÍA

Para determinar la madurez y estabilidad de la composta se evaluarán algunos indicadores (Jiménez *et al.*, 2008) de la siguiente manera:

Humedad

1. Utilice el “método del puño”, el cual consiste en tomar una porción de la muestra con el puño y armar un bollo y apretarlo suavemente.
2. Si al apretar salen 4 o 5 gotas la humedad es buena, si salen más de 5 gotas tiene exceso de humedad y si no salen gotas hay falta de humedad.

Materia orgánica

1. Tomar dos muestras de 500g de composta y secarlas a 105°C para la eliminación de la humedad.
2. Posteriormente, vuelva pesar las muestras e introdúzcalas en un horno durante (al menos) dos horas a 360-440°C, de esta forma eliminamos la materia orgánica por calcinación.
3. Cuando la muestra se enfríe (a 150°C), vuelva a pesar de nuevo, antes de que comience a absorber humedad del ambiente.
4. La diferencia entre ambos pesos, el previo y posterior al horno, nos da el peso en materia orgánica, que puede expresarse en forma de porcentaje sobre el peso promedio de las muestras.
5. Valores de referencia, menor a <4.0 es muy bajo, 4.1-6.0 es bajo, 6.1-10.9 es medio, 11.0-16.0 es alto y >16.1 es alto.

Fitotoxicidad

1. Se emplean recipientes de vidrio (4 pomos) de 15 cm de altura y 8 cm de ancho, en los cuales se añaden de forma independientemente 250 g de suelo y 250 g de compost. Tanto el suelo como el compost son previamente tamizados con un diámetro aproximado de 10 mm y humedecidos con agua potable o de lluvia hasta alcanzar la humedad óptima.
2. La prueba se realiza por duplicado para cada caso. Se pueden emplear diferentes tipos de semillas, usualmente se deben emplear semillas que sean sensibles a compuestos fitotóxicos y el número de semillas a emplear depende del tamaño de estas.
3. Las semillas se colocan sobre discos de algodón de 5,7 cm de diámetro aproximadamente, humedecidos con agua de lluvia o destilada. Se colocan en los sistemas de forma tal que no exista contacto directo entre el disco y el sustrato ya fuera suelo o composta según el caso en estudio. Se debe emplear una réplica como mínimo.
4. Posteriormente, los recipientes se tapan y se deja un espacio de 1 cm aproximadamente entre la tapa y la boca del recipiente. Estos se colocan en un lugar seco y claro, a temperatura ambiente durante siete días (fotoperíodo de 14 horas luz y 10 horas oscuridad).
5. Durante ese período se debe observar como ocurre el proceso de germinación en ambos sustratos. Las plantas crecidas se observan detenidamente para determinar si existen problemas con el crecimiento de las plántulas, se debe observar además si se presentan fenómenos de necrosis y clorosis en las hojas.
6. Las plantas que crecen se cortan exactamente entre la raíz y el tallo, para medir su longitud y se comparan ambos tratamientos.
7. Si el desarrollo de las plantas en ambos sustratos alcanza potenciales similares indica ausencia de fitotoxicidad en el compost estudiado si se observa una baja capacidad de germinación o un pobre crecimiento de la planta en el tratamiento con el compost puede ser señal de elevado contenido de sales en el mismo.



RESULTADOS ESPERADOS

Se espera que la madurez y estabilidad de la composta sea buena debido al buen manejo que recibe.



PREGUNTAS EXTRAMURO

1. ¿Qué factores inciden en la madurez y la estabilidad de la composta?
2. ¿Qué otros indicadores de calidad recomendarías medir y por qué?
3. ¿En qué consiste la mineralización y polimerización durante el proceso de compostaje?
4. ¿Qué importancia tiene la utilización de abonos orgánicos en la agricultura?
5. ¿Cuáles son los beneficios que obtiene un agricultor al evaluar los abonos que aplica?



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Avendaño, D., Daniella, A., y Bonomelli, C. (2003). *El proceso de compostaje*. Pontificia Universidad Católica de Chile. Facultad de Agronomía e Ingeniería Forestal.
- García, D., Lima, L., Ruíz, L., y Calderón, P. (2014). Métodos y parámetros para determinar la madurez en el compost a nivel de fincas. *Revista electrónica de la Agencia de Medio Ambiente*, 14(26), 1-11.
- González, V., y Pomares, F. (2008). *La fertilización y el balance de nutrientes en sistemas agroecológicos*. Sociedad Española de Agricultura Ecológica, Madrid.
- Hernández, R. O. A., Ojeda-Barrios, D. L., López-Díaz, J. C., y Arras-Vota, A. M. (2010). Abonos orgánicos y su efecto en las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo. *Tecnociencia Chihuahua*, 4(1), 1-6.
- Jiménez, E., Barral, M.T., y Marhuenda, F.C. (2008). Indicadores de la estabilidad y madurez del compost. En: Moreno-Casco, J., y Moral-Herrero, R. (eds). *Compostaje*. Ediciones MUNDI-PRENSA Madrid, Barcelona, México), pp. 243-283.
- Soliva, M., y López, M. (2004). *Calidad del compost: Influencia del tipo de materiales tratados y de las condiciones del proceso*. Valsaín CENEAM/MIMAM.
- Torti, M. J., Butti, M., y Fain Binda, V. (2019). *Evolución de los indicadores de madurez y estabilidad biológica en compost de residuos de incubación*. Ediciones INTA.

"Dime y lo olvido, enséñame y lo recuerdo, involúcrame y lo aprendo".

Benjamin Franklin