



MICRO-DIVERSA
biological platforms and biodiversity

**ESTUDIO DERIVADO DE MUESTRAS COMPUESTAS DE TODO EL
BOSQUE DE CHAPULTEPEC PARA GENERAR INFORMACIÓN
PRECISA SOBRE CARACTERÍSTICAS FISICOQUÍMICAS,
MICROBIOLÓGICAS Y DE FERTILIDAD DE LOS SUELOS.**





CONTENIDO

1. ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS DE LOS SUELOS.	8
1.1 INTRODUCCIÓN.....	8
1.2 MATERIALES Y MÉTODOS	12
1.2.1. Determinación de la textura del suelo por el procedimiento de Bouyoucos se realizará a través del método AS-09.	12
1.2.2. Procedimiento para la determinación de materia orgánica del suelo se realizará a través del método AS-07, de Walkley y Black.	14
1.2.3. Determinación del contenido de humedad del suelo por gravimetría, se realizará a través del método AS-05.	16
1.2.4. Determinación de la densidad aparente del suelo se realizará a través del método AS-03 utilizando parafina.	18
1.2.5. La determinación del porcentaje de saturación se realizará a través del método AS-17, por gravimetría.	19
1.2.5. La determinación de la curva de retención de humedad por el método del plato y membrana de presión se realizará a través del método AS-06.	21
1.2.6. La medición de la conductividad eléctrica en el extracto de saturación se realizará a través del método AS-18, con un conductímetro.	24
1.2.7. Determinación del pH del suelo medido en agua se realizará a través del método AS-02.	27
1.2.8. Determinación de los carbonatos de calcio equivalentes por el método de neutralización ácida se realizará a través del método AS-29.	29
1.2.9. Determinación de nitrógeno inorgánico del suelo se realizará a través del método AS-08.	31
1.2.10. Determinación de la capacidad de intercambio catiónico y bases intercambiables del suelo se realizará a través del método AS-12.	33
1.2.11. La determinación de la capacidad de intercambio catiónico en suelos ácidos y calcáreos y bases intercambiables se realizará a través del método AS-13.	37
1.2.12. La determinación del fósforo extraíble (soluble) en ácido cítrico al 1% se realizará a través del método AS-26, por colorimetría.	42
1.2.13. La determinación del fósforo aprovechable para suelos neutros y alcalinos se realizará a través del método AS-10.	44





1.2.14. Determinación de micronutrientes (hierro, manganeso, zinc y cobre) disponibles, se realizará a través del método AS-14.	47
2. RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS FÍSICOS Y QUÍMICOS DE LOS SUELOS. 51	
2.1. pH en los suelos.....	51
2.2. Textura de los suelos.	53
2.3. Punto de saturación.	54
2.4. Capacidad de campo.	56
2.5. Punto de Marchitez.	58
2.6. Densidad aparente.....	60
2.7. Conductividad hidráulica.	62
2.8. Salinidad (CE Extracto).....	64
2.9. Carbonatos totales.	66
2.10. Materia orgánica.....	68
2.11. Capacidad de intercambio catiónico y catiónicos intercambiables (CIC). 70	
2.12. Micronutrientes.	72
2.13. Nitratos y elementos de importancia en la fertilidad de los suelos.	74
3. ANÁLISIS DE RESULTADOS.....	75
4. CONCLUSIÓN	76
5. RECOMENDACIÓN	76
6. ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO DE SUELO.....	76
6.1. INTRODUCCIÓN	76
6.2. MATERIALES Y MÉTODOS	79
6.2.1. Preparación de los medios de cultivo.....	79
Preparación de medio de cultivo para hongos	79
Preparación del medio de cultivo para actinomicetos	79
6.2.2. Preparación del medio de cultivo para bacilos.	79
Conteo de unidades formadoras de colonia de las muestras de suelo	80





6.2.3. Solución de buffer de fosfatos 0.1 M.....	80
6.2.4. Cultivo de bacilos.....	80
6.2.5. Preparación del medio nutritivo en líquido.....	81
6.2. RESULTADOS.....	82
6.3.1. Cuenta total de hongos en muestras de suelos.....	82
6.3.2. Cuenta total de actinomicetos en muestras de suelos.....	88
6.2.3. Cuenta total de bacilos en muestras de suelos.....	95
6.2.4. Nematodos.....	101
6.2.5. Protozoarios.....	107
6.2.6. Microscopía de los hongos presentes en las muestras de los suelos. 112	
Sumario.....	118
7.2. CONCLUSIONES.....	127
8.1. INTRODUCCIÓN.....	129
8.2. METODOLOGÍA.....	129
8.3. RESULTADOS.....	130
8.4. CONCLUSIÓN.....	124
9. BIBLIOGRAFÍA.....	125

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Rangos de las muestras de analizadas.....	52
Tabla 2. pH de los suelos control.....	52
Tabla 3. Clasificación de la textura de las muestras.....	54
Tabla 4. Composición textural de los suelos control.....	54
Tabla 5. Porcentaje de saturación de las muestras analizadas.....	55
Tabla 6. Porcentaje de saturación de las muestras control de suelo.....	55
Tabla 7. Porcentaje de Capacidad de campo de las muestras analizadas.....	57
Tabla 8. Comparativa del porcentaje de capacidad de campo en las muestras control.....	57
Tabla 9. Porcentaje de Punto de marchitez en las muestras analizadas.....	59
Tabla 10. Comparativa del punto de marchitez de los suelos control.....	59





Tabla 11. Densidad aparente de los suelos analizados.	61
Tabla 12. Comparativa de la densidad aparente en los suelos control.	61
Tabla 13. Conductividad hidráulica en los suelos analizados.	63
Tabla 14. Comparativa de la conductividad hidráulica de los suelos control.	63
Tabla 15. Salinidad de las muestras analizadas.	65
Tabla 16. Porcentaje de salinidad de los suelos control.	65
Tabla 17. Porcentaje de carbonatos en las muestras analizadas.	67
Tabla 18. Carbonatos totales en las muestras control.	67
Tabla 19. Materia orgánica en las muestras de suelo analizadas.	69
Tabla 20. Comparativa de la materia orgánica en los suelos control.	69
Tabla 21. Concentración de cationes intercambiables en las muestras analizadas.	71
Tabla 22. Concentración de los cationes intercambiables en las muestras control.	71
Tabla 23. Micronutrientes en muestras Chapultepec.	73
Tabla 24. Concentración de micronutrientes en los suelos control.	73
Tabla 25. concentración de Nitratos, fosforo y otros elementos presentes en los suelos analizados.	74
Tabla 26. concentración de Nitratos, fosforo y otros elementos presentes en los suelos control.	74
Tabla 27. Microscopia de hongos presentes en las muestras de suelos.	112
Tabla 28. Géneros de hongos benéficos y patógenos en suelos.	113
Tabla 29. Comparación de la cuenta total de los microorganismos de muestras de suelos analizados.	118
Tabla 30. Comparación de la cuenta total de los microorganismos de muestras de suelos utilizadas como controles.	119
Tabla 31. Comparación de microorganismos presentes en suelo de cultivo de aguacate y bosque mesófilo.	120
Tabla 32. Total, de individuos contados de todas las muestras.	123
Tabla 33. Imágenes de los individuos encontrados.	124
Tabla 34. Altura, número de plantas y porcentaje de germinación de brócoli en el 10 %.	119
Tabla 35. Porcentaje de germinación de maíz.	12120

ÍNDICE DE GRÁFICAS

Gráfica 1. Comparativa de pH de las muestras control.	53
---	----





Gráfica 2. Comparativa del punto de saturación de las muestras control de suelo.	56
Gráfica 3. Comparativa del porcentaje de Capacidad de campo en las muestras control.	58
Gráfica 4. Comparativa de porcentaje de Marchitez de las muestras control.....	60
Gráfica 5. Densidad aparente de las muestras control de suelo.	62
Gráfica 6. Comparativa de la conductividad hidráulica en las muestras control. ...	64
Gráfica 7. Comparativa de la salinidad en las muestras control de suelo.	66
Gráfica 8. Comparativa de los carbonatos totales en las muestras control.	68
Gráfica 9. Comparativa en la materia orgánica de las muestras control.	70
Gráfica 10. Comparativa de CIC en muestras control de suelos.....	72
Gráfica 11. Cuenta total de hongos por gramo de suelo de la muestra 1 a la 50.	84
Gráfica 12. Cuenta total de hongos por gramo de suelo de la muestra 101 a la 150.	86
Gráfica 13. Cuenta total de hongos por gramo de suelo de la muestra, Flor del bosque, suelo de maíz de Canoa, suelo de Cuitláhuac y sustrato forestal.	87
Gráfica 14. Cuenta total de actinomicetos por gramo de suelo de la muestra 1 a la 50.	90
Gráfica 15. Cuenta total de actinomicetos por gramo de suelo de la muestra 51 a la 100.	91
Gráfica 16. Cuenta total de actinomicetos por gramo de suelo de la muestra 101 a la 150.	92
Gráfica 17. Cuenta total de actinomicetos por gramo de suelo de la muestra de Flor del bosque, suelo de maíz de Canoa, suelo de Cuitláhuac y sustrato forestal	93
Gráfica 18. Cuenta total de bacilos termoduricos por gramo de suelo de la muestra 1 a la 50.....	97
Gráfica 19. Cuenta total de bacilos termoduricos por gramo de suelo de la muestra 51 a la 100.....	98
Gráfica 20. Cuenta total de bacilos termoduricos por gramo de suelo de la muestra 101 a la 150.....	99
Gráfica 21. Cuenta total de bacillus por gramo de suelo de la muestra de Flor del bosque, suelo de maíz de Canoa, suelo de Cuitláhuac y sustrato forestal.	100
Gráfica 22. Cuenta total de nematodos por cada 100 g de suelo húmedo de la muestra 1 a la 50.....	103
Gráfica 23. Cuenta total de nematodos por cada 100 g de suelo húmedo de la muestra 51 a la 100.....	104





Gráfica 24. Cuenta total de nematodos por cada 100 g de suelo húmedo de la muestra 101 a la 150.....	105
Gráfica 25. Cuenta total de nematodos por gramo de suelo de la muestra de Flor del bosque, suelo de maíz de Canoa, suelo de Cuitláhuac y sustrato forestal. ..	106
Gráfica 26. Cuenta total de protozoarios por cada 100 g de suelo húmedo de la muestra 1 a la 50.....	108
Gráfica 27. Cuenta total de protozoarios por cada 100 g de suelo húmedo de la muestra 51 a la 100.....	109
Gráfica 28. Cuenta total de protozoarios por cada 100 g de suelo húmedo de la muestra 101 a la 150.....	110
Gráfica 29. Cuenta total de protozoarios por gramo de suelo de la muestra de Flor del bosque, suelo de maíz de Canoa, suelo de Cuitláhuac y sustrato forestal. ..	111
Gráfica 30. Cantidad de individuos contados en muestras sobresalientes.....	122
Gráfica 31. Individuos contados en la muestra control.	122
Gráfica 32. Altura de las plántulas en (mm) de brócoli.	131
Gráfica 33. Porcentaje de germinación de plántulas de brócoli.....	117
Gráfica 34. Porcentaje de germinación de maíz.....	119

ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS

Fotografía 1. Germinación de brócoli en control positivo de sustrato germinador y un control negativo de mezcla de (50:50) de arena-tezontle.....	124
Fotografía 2. Germinación de brócoli en las muestras de suelos del 61 al 72. ..	125
Fotografía 3. Germinación de brócoli en las muestras de suelos del 20 al 31. ..	126
Fotografía 4. Germinación de maíz en control positivo de sustrato germinador y un control negativo de arena-tezontle 50:50.	126
Fotografía 5. Germinación de maíz en suelos e Chapultepec.....	127





1. ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS DE LOS SUELOS.

1.1 INTRODUCCIÓN

El suelo compuesto por sustancias sólidas (materia orgánica, organismos y minerales), agua y aire; es un recurso natural no renovable cuyo proceso de formación toma cientos de años, su importancia radica en que proporciona materias primas renovables y no renovables de utilidad para la existencia del ser humano y las demás especies.

La calidad del suelo es variable y este responde de forma distinta, conforme las prácticas implementadas sobre él como las prácticas agrícolas, forestales o de ganadería. Dentro de los elementos de la calidad del suelo se incluyen; las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo.

Las propiedades del suelo son el resultado de la interacción entre elementos del suelo y en la proporción en la que se encuentra. Dentro de las propiedades físicas del suelo se encuentran la profundidad del suelo, estructura, color, textura, consistencia, porosidad, densidad, movimiento del agua en el suelo, contenido de humedad y disponibilidad de agua en el suelo.

La **profundidad del suelo** se divide en horizontes, los cuales son capas paralelas de suelo que forman el perfil del suelo.

La **estructura del suelo** se clasifica en base al porcentaje de arena limo y arcilla que contiene un suelo, la clase textural puede ser franco, arenosa y/o arcillosa. La estructura del suelo afecta directamente la aireación, el movimiento del agua en el suelo, la conducción térmica, el crecimiento radicular y la resistencia a la erosión. El agua es el componente elemental que afecta la estructura del suelo con mayor importancia debido a su solución y precipitación de minerales y sus efectos en el crecimiento de las plantas.





El **color del suelo** depende de sus componentes y varía con el contenido de humedad, materia orgánica presente y la presencia de sales y carbonato.

La **consistencia** es la propiedad que define la resistencia del suelo a la deformación o ruptura que pueden aplicar sobre él. Se mide mediante tres niveles de humedad; aire-seco, húmedo y mojado. Según su contenido de humedad la consistencia del suelo puede ser dura, muy dura y suave.

La **porosidad del suelo** se refiere al porcentaje del volumen del suelo no ocupado por sólidos. Dentro del espacio poroso se pueden distinguir macro y microporos donde agua, nutrientes, aire y gases pueden circular o retenerse.

La **densidad del suelo** se refiere al peso por volumen del suelo que ocupa. Existen dos tipos de densidad, real y aparente. Una densidad aparente alta indica un suelo compacto.

El **movimiento del agua en el suelo** se refiere a la velocidad con la que el agua fluye en el suelo ya sea gravedad, ascenso capilar y osmosis. Los flujos de agua se pueden medir en campo mediante la Conductividad Hidráulica o eléctrica.

El **contenido de humedad** es el agua almacenada en el suelo y este afecta la formación del suelo, su estructura, estabilidad y erosión. El agua almacenada es el factor principal para satisfacer la demanda hídrica de las plantas.

La **capacidad de campo** (CC) es la cantidad de agua que el suelo es capaz de retener luego de ser saturado y dejado drenar libremente evitando evapotranspiración y hasta que el potencial hídrico se estabilice (tras 24 a 48 horas de la lluvia o riego). A los 15 bares de succión la cantidad de agua en el suelo se denomina por el **Punto de Marchitez Permanente** (PMP).





Dentro de las propiedades químicas se encuentran la capacidad de intercambio catiónico CIC, pH del suelo, nutrientes para las plantas, carbono orgánico del suelo, salinización, contenido de nitrógeno, contenido de carbonato de calcio y contenido de sulfato de calcio.

La **capacidad de intercambio catiónico** es una medida de cantidad de cargas negativas presentes en las superficies de los minerales y componentes orgánicos del suelo (arcilla, materia orgánica o sustancias húmicas) y representa la cantidad de cationes que las superficies pueden retener (Ca, Mg, Na, K). Estos serán intercambiados por otros cationes o iones de hidrogeno presentes en la solución del suelo y liberados por las raíces.

El **pH** del suelo determina si el suelo esta acido o alcalino dependiendo del grado de adsorción de iones H por las partículas del suelo, el pH del suelo oscila entre 3.5 a 9.5, los suelos muy ácidos presentan cantidades elevadas de aluminio y magnesio mientras que los alcalinos tienden a dispersarse.

Los 16 nutrientes esenciales para el desarrollo y crecimiento de las plantas se suelen clasificar entre macro y micronutrientes dependiendo de su requerimiento para el desarrollo.

Los **macronutrientes** se requieren en grandes cantidades e incluyen Carbono(C), Hidrógeno (H), Nitrógeno(N), Fósforo (P), Potasio (K), Calcio (Ca), Magnesio (Mg), Azufre(S). Los **micronutrientes** por otro lado se requieren en pequeñas, su insuficiencia puede dar lugar a carencia y su exceso a toxicidad en los cultivos, estos son Hierro (Fe), Zinc (Zn), Manganeso (Mn), Boro (B), Cobre (Cu).

Nitrógeno en el suelo es uno de los principales elementos de mayor importancia para la nutrición de las plantas. Se asimila por la naturaleza en forma catiónica de amonio NH_4 o aniónica de nitrato NO_3^- .





La **salinización del suelo** es la concentración de sales y esta ocurre por manejo de riego inapropiado sin tomar en consideración el drenaje y lixiviación de las sales por fuera de los suelos. La salinización elevada en el suelo lleva a la degradación de los suelos y de la vegetación.

Se analizaron 150 muestras tomadas de diferentes puntos geográficos del parque Chapultepec en la ciudad de México, para conocer las características físicas y químicas que poseen, para que en medida de lo conveniente recomendar mejoras que exploten el máximo potencial de los suelos.

Los análisis realizados fueron los siguientes:

- pH
- Textura
- Punto de Saturación
- Capacidad de campo
- Punto de marchitez
- Densidad Aparente
- Conductividad hidráulica
- Salinidad
- Carbonatos totales
- Materia orgánica
- Capacidad de intercambio catiónico
- Micronutrientes
- Macronutrientes
- Fosforo
- Nitrógeno





1.2 MATERIALES Y MÉTODOS

1.2.1. Determinación de la textura del suelo por el procedimiento de Bouyoucos se realizará a través del método AS-09.

.La textura del suelo define como la proporción relativa de grupos dimensionales de partículas. Proporciona una idea general de las propiedades físicas del suelo. Su determinación es rápida y aproximada. En general el problema es separar los agregados y analizar sólo las partículas. En el presente método se elimina la agregación debida a materia orgánica y la floculación debida a los cationes calcio y magnesio. No se eliminan otros cementantes como carbonatos. El tiempo de lectura se ha escogido de 40 segundos para la separación de partículas mayores de 0.05 mm (arena) y de 2 horas para partículas de diámetro mayores de 0.002 mm (limo y arena). Estos límites han sido establecidos por el Departamento de Agricultura de Estados Unidos y se han usado para construir el triángulo de texturas.

Reactivos

1. Agua oxigenada al 30%.
2. Oxalato de sodio saturado. Disolver 30 g de oxalato de sodio en 1 litro de agua.
3. Metasilicato de sodio con 36 g L⁻¹ de lectura con el hidrómetro. Disolver 50 g de metasilicato de sodio en 1 litro de agua ajustar la solución hasta que se obtenga una lectura de 36 con el hidrómetro.
4. Hexametáfosfato de sodio (calcón). Disolver 50 g de (Na₃PO₃)₆ en agua destilada y aforar a un litro.

Material y equipo

1. Hidrómetro de Bouyoucos con escala de 0-60.





2. Probetas de 1000 cc.
3. Cilindro de Bouyoucos.
4. Agitador con motor para dispersión.
5. Agitador de mano.
6. Termómetro de -10 a 110°C.

Procedimiento

1. Pesar 60 g de suelo de textura fino o 120 g de suelo de textura gruesa en un vaso de precipitados de 500 ml agregar 40 ml de agua oxigenada y poner a evaporar hasta sequedad, agregar otros 40 ml y observar la reacción. Evaporar nuevamente a sequedad. Repetir hasta que no haya efervescencia al agua oxigenada.
2. En general dos ataques son suficientes para la mayoría de los suelos. Después de eliminar la materia orgánica y llevar a sequedad el suelo, pesar 50 g de suelo de textura arcillosa o 100 g de suelo de textura arenosa y ponerlos en un vaso de precipitados de 250 ml. Adicionar agua hasta cubrir la superficie con una lámina de 2 cm. Agregar 5 ml de oxalato de sodio y 5 ml de metasilicato de sodio y dejar reposar durante 15 minutos. Si el suelo tiene mucha arcilla puede prolongarse el tiempo hasta media hora.
3. Pasar las muestras de los vasos de precipitado a las copas del agitador mecánico, pasando todo el material con la ayuda de una piceta. Activar los agitadores y proceder a dispersar cinco minutos. Al finalizar el tiempo de agitación, bajar la copa del dispersor y pasar el contenido a una probeta de 1000 ml o al cilindro de Bouyoucos enjuagando la copa con ayuda de una piceta.
4. Agregar agua destilada hasta completar un litro con el hidrómetro dentro de la suspensión en el caso de la probeta y si utiliza el cilindro de Bouyoucos llevar a la marca inferior (1113 ml) con el hidrómetro dentro





de la suspensión. Sacar el hidrómetro y suspender el suelo con un agitador de mano operando durante un minuto.

5. Tomar las lecturas del hidrómetro a los 40 segundos y después de 2 horas de terminada la dispersión con el agitador de mano.
6. Para hacer una lectura, colocar el hidrómetro dentro de la probeta 20 segundos antes del momento de la determinación, cuidando de alterar lo menos posible la suspensión. Después de hacer la lectura se seca el hidrómetro, se lava, se seca y se toma la temperatura. Si por alguna razón al hacer la lectura se acumula espuma alrededor del hidrómetro, agregar unas gotas de alcohol etílico.

1.2.2. Procedimiento para la determinación de materia orgánica del suelo se realizará a través del método AS-07, de Walkley y Black.

La determinación de materia orgánica del suelo se evalúa a través del contenido de carbono orgánico con el método de Walkley y Black. Este método se basa en la oxidación del carbono orgánico del suelo por medio de una disolución de dicromato de potasio y el calor de reacción que se genera al mezclarla con ácido sulfúrico concentrado. Después de un cierto tiempo de espera la mezcla se diluye, se adiciona ácido fosfórico para evitar interferencias de Fe^{3+} y el dicromato de potasio residual es valorado con sulfato ferroso.

Con este procedimiento se detecta entre un 70 y 84% del carbón orgánico total por lo que es necesario introducir un factor de corrección, el cual puede variar entre suelo y suelo. En los suelos de México se recomienda utilizar el factor 1.298 (1/0.77).

Reactivos

Los reactivos que a continuación se mencionan deben ser grado analítico a menos que se indique otra cosa.





1. Dicromato de potasio 0.166 M o 1N.- Disolver 48.82 g de $K_2Cr_2O_7$ en agua destilada aforar a 1000 ml en un matraz volumétrico.
2. Ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4).
3. Ácido fosfórico concentrado (H_3PO_4).
4. Indicador de difenilamina. Disolver 0.5 g de difenilamina en 20 ml de agua y añadir 100 ml de ácido sulfúrico concentrado.
5. Sulfato ferroso 1.0 M (aproximadamente). Disolver 278 g de $FeSO_4 \cdot 7H_2O$ en agua a la que previamente se le añadieron 80 ml de H_2SO_4 concentrado, enfriar y diluir a un litro. Esta solución debe ser valorada con $K_2Cr_2O_7$ 1 N antes de realizar la determinación.

Material

Matraces Erlenmeyer
de 500 ml. Bureta
para $K_2Cr_2O_7$ (50
ml).

Bureta para $FeSO_4 \cdot 7H_2O$ (50 ml).

Pipeta
volumétrica (10
ml).

Probeta de vidrio
(25 ml).

Procedimiento

1. Pesar 0.5 g de suelo seco y pasado por un tamiz de 0.5 mm y colocarlo en un matraz Erlenmeyer de 500 ml. Procesar un blanco con reactivos por triplicado.
2. Adicionar exactamente 10 ml de dicromato de potasio 1 N girando el matraz cuidadosamente para que entre en contacto con todo el suelo.





3. Agregar cuidadosamente con una bureta 20 ml de H₂SO₄ concentrado a la suspensión, girar nuevamente el matraz y agitar de esa forma durante un minuto.
4. Dejar reposar durante 30 minutos sobre una lámina de asbesto o sobre una mesa de madera, evitando las mesas de acero o cemento.
5. Añadir 200 ml de agua destilada.
6. Añadir 5 ml de H₃PO₄ concentrado.
7. Adicionar de 5 a 10 gotas del indicador de difenilamina.
8. Titular con la disolución de sulfato ferroso gota a gota hasta un punto final verde claro.

1.2.3. Determinación del contenido de humedad del suelo por gravimetría, se realizará a través del método AS-05.

Método gravimétrico para la determinación del contenido de humedad de los suelos, sean estos orgánicos o minerales. El método se basa en la medición o determinación de la cantidad de agua expresada en gramos que contiene una muestra de suelo. Esta masa de agua se referencia de la masa de suelo seco de la muestra. La determinación de la masa de agua se realiza por la diferencia en peso entre la masa de suelo húmedo y la masa de suelo seco. Se considera como suelo seco aquél secado a la estufa a 105°C hasta obtener un peso constante.

Material y equipo

Botes de aluminio para humedad.

Estufa con circulación forzada de aire y temperatura controlada Balanza con aproximación de 0.01 g.

Pinzas Desecador





Procedimiento

1. Lave y limpie perfectamente e identifique los botes de aluminio a utilizar.
2. Los botes con todo y tapa introdúzcalos a la estufa durante 8 horas como mínimo a una temperatura de 105°C posteriormente registre el peso y vuelva a introducir los botes a la estufa hasta que se logre un peso constante en las muestras, todo este procedimiento previo al enfriamiento de los botes que se colocan en un desecador.
3. Utilizando las pinzas, saque los botes del desecador de vacío hasta que se enfríen y péselos con todo y tapa, éste será el peso del bote (PB).
4. Obtenga la muestra deseada, se recomienda sean de 30 a 50 gramos, aproximadamente, y colóquela en el bote de aluminio, en caso de que la muestra vaya a ser transportada es necesario tapar y sellar herméticamente el bote con parafilm.
5. Pese el bote con el suelo húmedo, este peso deberá ser el peso del bote más el suelo húmedo (PB + Psh).
6. Destape el bote con el suelo húmedo, coloque la tapa en la parte inferior e introdúzcalo a la estufa a una temperatura de 105°C.
7. Después de 24 horas saque el bote de la estufa tápelo y colóquelo en el desecador de vacío hasta que se enfríe, posteriormente pese el bote con la muestra seca, este peso será el peso del bote más el peso del suelo seco (PB + Pss).
8. Vuelva a introducir el bote a la estufa y una hora después sáquelo, enfríe en un desecador y pese; repetir este procedimiento hasta obtener el peso constante.





1.2.4. Determinación de la densidad aparente del suelo se realizará a través del método AS-03 utilizando parafina.

.La densidad aparente de una muestra de suelo es calculada a partir del conocimiento de dos parámetros: la masa del suelo y el volumen total, es decir el volumen de los sólidos y el volumen ocupado por el espacio poroso. En el caso de la masa, ésta se conoce pesando la muestra (terrón) y en el caso del volumen, éste es determinado de manera indirecta recubriendo el terrón con una capa de parafina y pesándolo sumergido en un líquido (agua).

Materiales y equipo

1. Terrones de suelo con un diámetro máximo de 2 cm.
2. Hilo de algodón para cocer ropa.
3. Parafina a punto de fusión (56-60°C).
4. Vaso de precipitados de 500 ml.
5. Termómetro.
6. Estufa.
7. Balanza analítica.

Procedimiento

1. Secar dos o tres terrones de aproximadamente dos cm a la estufa a 105°C hasta peso constante.
2. A uno de estos terrones atarle un hilo procurando que quede bien sujeto y en el otro extremo del hilo hacer una lazada para sujetarla al brazo del platillo de la balanza.
3. Pesar el terrón sujetando la lazada al brazo del platillo de la balanza, éste será el peso del terrón al aire (Pt) a.
4. Sumergir el terrón rápidamente en la parafina derretida a 60°C cuidando





que quede totalmente cubierto por una capa delgada y uniforme.

5. Pesar el terrón parafinado al aire que será: (Ptp)a.
6. Pesar el terrón parafinado sumergido en el agua adecuando al interior de la balanza para que se registre únicamente el peso del terrón sumergido en el agua, que será: (Ptp) w.

1.2.5. La determinación del porcentaje de saturación se realizará a través del método AS-17, por gravimetría.

Método para la determinación del porcentaje de saturación por el método gravimétrico.

1. Una pasta de suelo saturado es una mezcla particular de agua y suelo, por ejemplo, la pasta de suelo brilla cuando refleja luz; fluye ligeramente cuando el recipiente se inclina y resbala libremente desde una espátula, excepto para aquellos suelos con alto contenido de arcilla.

Esta relación suelo agua se usa porque representa la más baja relación reproducible, de la cual puede obtenerse por vacío bastante extracto para el análisis de cationes y aniones solubles y porque esta relación con frecuencia está implicada de una manera predecible con el contenido de humedad o capacidad de campo.

Después de la preparación de una pasta de saturación se obtiene un extracto acuoso que se usa en una serie de análisis químicos como pH, iones solubles y conductividad eléctrica.

2. El porcentaje de saturación es la cantidad de agua que un suelo retiene a saturación.
3. El porcentaje de saturación indica los gramos de agua que existen en un suelo a saturación, por cada 100 gramos masa de sólidos.
4. La reproducibilidad de la determinación del porcentaje de saturación (PS)





es de 5%.

5. La reproducibilidad de los resultados del PS depende que el humedecimiento de la muestra se realice hasta el punto preciso de saturación completa.
6. La información del PS se utiliza también para estimar la textura y la salinidad del suelo a diferentes contenidos de humedad en el campo.
7. Se realiza una determinación de la humedad inicial del suelo seco al aire, para calcular el peso de sólidos del contenido en la pasta de saturación.

El porcentaje de saturación se calcula a partir del peso de suelo seco a la estufa y la suma de los pesos de agua agregada y la presente inicialmente en la muestra seca al aire.

Se prepara una pasta saturada agregando agua a una muestra de suelo y agitando la mezcla con una espátula hasta que la mezcla reúna el criterio de saturación.

Reactivos

Agua destilada desionizada.

Material y equipo

1. Botes de aluminio para secado.
2. Espátula de acero inoxidable con mangos de madera.
3. Balanza electrónica con sensibilidad de + 0.01 gramo.
4. Estufa controlada termostáticamente, 105 + 5°C.
5. Termómetro, 0 a 200°C.
6. Recipientes de plástico con tapadera hermética.

Interferencias

1. Si el contenido de agua es mayor o menor que el correspondiente al





punto de saturación el resultado será afectado.

2. En el caso de los suelos arenosos la presencia de agua libre sobre la superficie de la pasta da una indicación de sobresaturación.

Pretratamiento de la muestra

1. Para la determinación del porcentaje de saturación utilice suelo secado al aire, tamizado por una malla de 2 mm de diámetro.
2. Determinar humedad de acuerdo con AS-05.

Procedimiento

Para determinar el contenido inicial de humedad (P_w) de la muestra de suelo seco al aire, se procede de la siguiente manera:

1. Pesarse un bote vacío con su tapadera (A).
2. Pesarse en el mismo bote una muestra de cuando menos 25 g de suelo seco al aire, cribado por un tamiz de 2 mm de diámetro.
3. Registrar el peso del bote más suelo seco al aire (B).
4. Colocar el bote y su contenido en la estufa y secar durante 24 horas a 105°C, hasta peso constante.
5. Registrar el peso del bote más suelo seco a la estufa (C).

1.2.5. La determinación de la curva de retención de humedad por el método del plato y membrana de presión se realizará a través del método AS-06.

Este método consiste en establecer una serie de puntos que relacionan los contenidos de humedad de una muestra de suelo con valores de potencial o succiones. Por lo general se aplican succiones de 0.3, 0.5, 1.5, 10 y 15 atmósferas, haciendo las determinaciones correspondientes de humedad por el método gravimétrico y posteriormente se traza la gráfica correspondiente, se obtiene una curva de forma hiperbólica la cual se ajusta por medio de una





regresión simple.

Reactivos

En este método sólo se emplea agua destilada

Material y equipo

Suelo seco y tamizado con la malla de 2 mm. Olla y membrana de presión.

Compresora.

Platos de presión de un bar. Anillos de hule.

Botes de aluminio.

Aros de lámina para saturación de platos. Espátula.

Picetas.

Procedimiento

La preparación de la muestra para su proceso tanto en la olla como en la membrana de presión es semejante y consiste esencialmente en los siguientes pasos:

Olla y membrana de presión.

1. Coloque el plato de hasta 1 bar sobre un aro de lámina para saturación de tal manera que el diafragma quede suspendido y se levante el bordo sobresaliente para evitar escurrimientos.
2. Con un vaso de precipitado ya calibrado coloque aproximadamente 25 g de suelo seco y tamizado sobre los anillos de hule que previamente fueron colocados sobre el plato o la membrana de presión; el vaciado debe ser enérgico para evitar segregación de partículas, es posible acomodar hasta 15 muestras por plato y en este caso hay necesidad de tomar el tubo conector de drenaje como punto de referencia para hacer





- un croquis de localización.
3. Agregue agua destilada a la superficie del plato o membrana, cuidando de no aplicarla sobre las muestras, hasta lograr una lámina de 8-10 mm o que la lámina llegue cerca del borde superior de los anillos de hule. Conecte al mismo tiempo una manguera de tubo de drenaje del plato para que se introduzca agua al diafragma. Deje las muestras saturando por lo menos durante 16 horas.
 4. Pasado el tiempo de saturación, elimine el exceso de agua sobre el plato o la membrana con una pipeta y coloque el plato con la muestra dentro de la olla de presión conectando la manguera de drenaje.
 5. Cierre la olla con su tapa, colocando por pares y en forma alternada los pernos, aplique una presión uniforme a todas las tuercas mariposa auxiliándose con una llave.
 6. Encienda el compresor y espere a que se genere una presión de por lo menos 200 libras por pulgada cuadrada. Aplique la presión deseada y manténgala hasta obtener el equilibrio que se logra cuando deba de escurrir agua por las perforaciones laterales, el tiempo de equilibrio puede alcanzarse en 18, 24, 36 y 48 horas. La presión a aplicar para el caso de la olla es de 0.3 atm, la cual permite obtener el contenido de humedad a capacidad de campo (cc), en el caso de la membrana es de 15 atm para obtener el contenido de humedad a punto de marchites permanente (pmp).
 7. Elimine totalmente la presión dentro de la olla o membrana, remueva la tapa de la olla, aflojando por pares y en forma alternada las tuercas mariposa, desconecte los tubos de desagüe del plato y del tanque y saque las muestras.
 8. Remueva las muestras de suelo con ayuda de una espátula, colocándolas dentro de botes de aluminio previamente pesados y pese





para obtener el peso de suelo húmedo, posteriormente meta a la estufa para el secado hasta peso constante (24 horas) y obtenga el peso de suelo seco.

1.2.6. La medición de la conductividad eléctrica en el extracto de saturación se realizará a través del método AS-18, con un conductímetro.

Método para la determinación de la conductividad eléctrica del extracto de saturación de un suelo por medición electrolítica y una celda de conductividad como sensor.

1. El término extracto de saturación se usa en este método para designar al extracto acuoso que se obtiene por filtración al vacío de una pasta de suelo saturado hecha con agua destilada.
2. El término sales solubles del suelo se usa en este método para referirnos a los constituyentes inorgánicos del suelo que son apreciablemente solubles en el agua.
3. La conductividad eléctrica o conductancia específica de una solución es el recíproco de la resistencia específica de una corriente alterna medida entre las caras opuestas de un centímetro cúbico de una solución acuosa a una temperatura específica.
4. La conductividad eléctrica del extracto de saturación (CEe) es uno de los índices más difundidos para evaluar la concentración salina del suelo a nivel de laboratorio.
5. El método es aplicable a suelos con un amplio rango de valores de conductividad eléctrica del extracto de saturación.
6. El extracto se puede diluir si el valor de la conductividad está fuera del rango de medición del conductímetro usado.





7. La conductividad eléctrica es una medida de la capacidad de un material para transportar la corriente eléctrica. Una solución acuosa que contiene iones tiene esa habilidad. La conductividad de una solución electrolítica depende de la concentración total de iones presentes en agua, de la movilidad de cada uno de los iones disueltos, su valencia y de la temperatura a la que se hace la determinación.
8. El principio por el cual los instrumentos miden conductividad es simple: dos placas de conductividad o electrodos se sumergen en la muestra, se aplica un potencial o voltaje a través de las placas y se mide la corriente que fluye entre las placas.

Reactivos

1. Agua destilada.
2. Solución estándar de KCl 0.010 N. disolver 0.7455 g de KCl en agua destilada y aforar a un litro. La conductividad eléctrica de esta solución a 25°C es 1.412 dS m⁻¹.
3. Solución estándar de KCl 0.100 N. Disolver 7.4555 g de KCl en agua destilada y aforar a 1 L. La conductividad eléctrica de esta solución a 25°C es 12,900 dS m⁻¹. Antes de usar los medidores de conductividad éstos se deben calibrar a una conductividad estándar con una de las soluciones patrones indicadas más arriba. Escoja la solución que se aproxima a la conductividad para calibrar el medidor escoja la solución de K que más se aproxime a la conductividad de la muestra.
4. Solución para el mantenimiento de la celda de conductividad. Un electrodo sucio polarizado se debe limpiar o replatinizar para renovar la superficie activa de la celda. Consulte el manual instructivo para el mantenimiento de la celda específica.





Material y equipo

1. Actualmente existe en el mercado una diversidad de instrumentos para medir conductividad eléctrica de soluciones. Estos medidores difieren en su rango de operación, exactitud, forma de corregir las lecturas de conductividad a una temperatura específica y precisión, por lo que se recomienda seguir las instrucciones del fabricante para la manipulación del instrumento.
2. Medidor de conductividad de lectura directa.
3. Celda de conductividad del tipo flujo con compensación automática de temperatura.

Interferencias

1. La conductividad eléctrica del extracto de saturación aumenta cuando incrementa la temperatura razón por la cual los valores de la conductividad eléctrica deben ser corregidos a 25°C cuando son reportados.
2. Si el contenido de agua de la pasta saturada es mayor o menor que el correspondiente al punto de saturación las conductividades serán afectadas.
3. Para obtener resultados reproducibles los electrodos de la celda deben estar limpios y bien platinados.

Precisión y exactitud

Los valores de conductividad menores de uno son reportados con dos cifras decimales y los valores mayores de uno con tres cifras significativas en dS m⁻¹ a 25°C.

Constante de celda

1. Si la conductividad eléctrica de la solución de referencia de KCl está incorporada dentro del medidor para lecturas directas de conductividad,





siga las recomendaciones del fabricante para la calibración.

2. Si el medidor seleccionado requiere que la constante de celda sea calculada, siga las instrucciones del instructivo del instrumento.

Procedimiento

1. Lavar y llenar la celda de conductividad con solución de KCl.
2. Ajustar el medidor de conductividad para leer la conductividad estándar de la solución de KCl.
3. Lavar y llenar la celda con el extracto de saturación del suelo y leer la conductividad eléctrica del extracto corregido a 25°C.

1.2.7. Determinación del pH del suelo medido en agua se realizará a través del método AS-02.

Método electrométrico para la determinación del pH en muestras de suelo en una solución de agua pura. La evaluación electrométrica del pH se basa en la determinación de la actividad del ion H mediante el uso de un electrodo cuya membrana es sensitiva al H. En el caso de los suelos el pH se mide potenciométricamente en la suspensión sobrenadante de una mezcla de relación suelo: agua 1:2.

El pH es una de las mediciones más comunes e importantes en los análisis químicos rutinarios de suelo, ya que controla reacciones químicas y biológicas en el suelo. La determinación del pH es afectada por varios factores tales como: el tipo y cantidad de constituyentes orgánicos e inorgánicos que contribuyen a la acidez del suelo, la concentración de sales en la solución, la relación suelo: solución, la presión parcial de bióxido de carbono y el efecto de la suspensión asociado con el potencial de unión, etc.





Reactivos

Los reactivos utilizados en esta determinación deben ser grado analítico y el agua utilizada en la preparación de las soluciones debe ser destilada o desionizada.

1. Agua destilada o desionizada.
2. Soluciones reguladoras de referencia, pH 4.00, 7.00 y 10.00, las cuales se adquieren preparadas o concentradas para diluirse de acuerdo a la instrucción. Estas soluciones deben estar a temperatura ambiente al momento de calibrar el medidor de pH.

Material y equipo

1. Potenciómetro o medidor de pH equipado con electrodo de vidrio en combinación con electrodo de referencia.
2. Balanza con 0.1 g de sensibilidad.
3. Frascos de vidrio o plástico transparente de boca ancha con capacidad de 50 a 100 ml.
4. Pipeta volumétrica de 20 ml.
5. Varilla de vidrio que sirva como agitador manual.
6. Piceta.
7. Cinta métrica.

Procedimiento

1. Pesar 10 g de suelo en un frasco de vidrio o plástico de boca ancha.
2. Adicionar 20 ml. de agua destilada al frasco conteniendo el suelo.
3. Con una varilla de vidrio, agitar manualmente la mezcla de suelo: agua a intervalos de 5 minutos, durante 30 minutos.
4. Dejar reposar durante 15 minutos.





5. Calibrar el medidor de pH con las soluciones reguladores pH 4.00 y 7.00 o 7.00 y 10.00 según el suelo, enjuagando con agua destilada los electrodos antes de iniciar las lecturas de las muestras.
6. Agite nuevamente la suspensión e introduzca el electrodo en la suspensión.
7. Registre el pH al momento en que la lectura se haya estabilizado.

1.2.8. Determinación de los carbonatos de calcio equivalentes por el método de neutralización ácida se realizará a través del método AS-29.

Método para la determinación de carbonatos de calcio equivalentes por neutralización ácida. Se sigue el método de titulación rápida por Piper, también llamado método ácido de neutralización. La muestra es tratada con ácido diluido y el ácido restante (no usado por el carbonato), se titula. Los resultados son referidos como carbonato de calcio equivalente, dado que la disolución no es selectiva para la calcita, también otros carbonatos pueden ser disueltos de la misma manera, como la dolomita.

Reactivos

1. Ácido clorhídrico, 0.2M. Agregue a unos 4 L de agua en un matraz Erlenmeyer graduado, lentamente agregue 85 ml de HCl concentrado bajo agitación constante. Enfríe y lleve a la marca de 5 L con agua.
2. Solución de ácido clorhídrico, 0.1 M valorado con material de referencia de carbonato de sodio. Diluya una ampolleta de concentración analítica estándar, obtenida comercialmente de acuerdo con las instrucciones del fabricante.
3. Solución de hidróxido de sodio, 0.1 M. Disuelva 4 g de lentejas de NaOH en 1 L de agua. Antes de usar valorarlo inmediatamente por titulación





con material de referencia certificado de HCl 0.1 M, usando fenolftaleína como indicador.

4. Solución indicadora fenolftaleína, 0.1%. Disuelva 100 mg de fenolftaleína en 100 ml de etanol al 96%.

Material y equipo

1. Bureta.
2. Botellas de polietileno de 250 ml con boca ancha para agitación.
3. Agitador mecánico recíproco.

Procedimiento

1. Pese 5 g de suelo fino (0.001 g de precisión) dentro de las botellas de agitación. Incluya dos blancos y una muestra de referencia o 500 mg de CaCO₃ puro.
2. Agregue 100 ml de HCl 0.2 M con pipeta y agite.
3. Cierre holgadamente la tapa de rosca, y agite ocasionalmente durante la siguiente hora. Permita reposar durante la noche.
4. Al siguiente día agite durante 2 horas en el agitador recíproco.
5. Permita que la suspensión se asiente (o fíltrese), pipetee 10 ml de la solución sobrenadante, dentro de un matraz Erlenmeyer y agregue unos 25 ml de agua.
6. Agregue unas pocas gotas de indicador fenolftaleína y titule con NaOH 0.1 M.





1.2.9. Determinación de nitrógeno inorgánico del suelo se realizará a través del método AS-08.

Método para la determinación de nitrógeno inorgánico extraíble con el procedimiento micro-Kjeldahl. Se utiliza como índice de disponibilidad de nitrógeno en el suelo. Se realizará su evaluación para generar recomendaciones de fertilización. El nitrógeno inorgánico determinado con este procedimiento ha mostrado una alta relación con la respuesta de la planta en estudios de correlación de métodos químicos. Se basa en la extracción del amonio intercambiable por equilibrio de la muestra de suelo con KCl 2 N y su determinación por destilación mediante arrastre de vapor en presencia de MgO. La adición de la aleación de Devarda permite incluir la determinación de nitratos y nitritos.

Reactivos

1. Oxido de magnesio (MgO). Se calcina en una mufla a 600-700°C durante dos horas y se almacena en frascos con tapa hermética, después de enfriarlo en desecador provisto de gránulos de KOH.
2. Solución de ácido bórico con indicador. Disolver 20 g de H₃BO₃ puro en 700 ml de agua caliente y transferir la solución fría a un matraz volumétrico de 1 litro que contenga 200 ml de etanol (96%) y 20 ml de la solución indicadora descrita más abajo. Ajustar a pH de 5.0 con NaOH 0.05 N. Complete el volumen de 1 litro.
3. Mezcla de indicadores. Disolver 0.300 g de verde de bromocresol y 0.165 g de rojo de metilo en 500 ml de etanol (96%).
4. Aleación de Devarda. En (Al: Zn: Cu 10:9:1). Moler si es necesario en un molino de bolas o mortero hasta que el 75% pase un tamiz de 300 mallas.
5. Ácido sulfúrico 0.005 N. Estandarizarlo con THAM





- (trihidroximetilaminometano).
6. Solución patrón de 50 ppm de N-NH₄ y N-NO₃. Pesar 0.236 g de (NH₄)₂SO₄ y 0.361 g de KNO₃ desecados y diluirlos a 1 litro con agua destilada. Guardar en refrigerador.
 7. Solución de cloruro de potasio 2 N. Disolver 1490.8 g de KCl grado reactivo en 8 litros de agua y diluir la solución a 10 litros.

Material y equipo

1. Balanza analítica.
2. Matraces de destilación.
3. Destilador con arrastre de vapor.
4. Microburetas de 5 ml, graduadas a intervalos de 0.01 ml.
5. Matraces Erlenmeyer de 125 ml.
6. Agitador de vaivén regulado a 180 oscilaciones por minuto.

Procedimiento

1. Pesar 5 g de suelo y colocar en un bote de polietileno de 100 ml de capacidad o en un matraz Erlenmeyer de 125 ml.
2. Agregar 50 ml de solución de KCl 2 N y agitar por 60 minutos en agitador de acción recíproca regulado a 180 rpm y centrifugar 5 minutos. Decantar o filtrar si es necesario.
3. Colocar 10 ml de solución H₃BO₃ con indicador en un matraz Erlenmeyer de 125 ml y conectarlo en un tubo de salida del refrigerante, de modo que éste quede en contacto con el líquido.
4. Pipetear una alícuota de 10 a 20 ml del extracto de suelo y colocar en un matraz de destilación y agregar 0.2 g de MgO calcinado y 0.2 g de





aleación de Devarda.

5. Conectar el aparato de destilación y destilar hasta completar aproximadamente 30 ml en 3-4 minutos (6-7 ml min⁻¹).
6. Titular la muestra y los blancos (se preparan de forma similar a las muestras) con ácido sulfúrico
0.05 En el punto final el color cambia de verde a rosa tenue.

1.2.10. Determinación de la capacidad de intercambio catiónico y bases intercambiables del suelo se realizará a través del método AS-12.

Método para la determinación de la capacidad de intercambio catiónico (CIC) y bases intercambiables (Ca²⁺, Mg²⁺, Na⁺ y K⁺) de los suelos, empleando acetato de amonio 1N, pH 7.0, como solución saturante. El método para la determinación consiste en la saturación de la superficie de intercambio con un catión índice, el ion amonio; lavado del exceso de saturante con alcohol; desplazamiento del catión índice con potasio y determinación del amonio mediante destilación.

El amonio se emplea como catión índice debido a su fácil determinación, poca presencia en los suelos y porque no precipita al entrar en contacto con el suelo. La concentración normal que se usa asegura una completa saturación de la superficie de intercambio y como está amortiguada a pH 7.0, se logra mantener un cierto valor de pH. El lavado con alcohol pretende desplazar el exceso de saturante y minimizar la pérdida del amonio adsorbido.

Reactivos

Los reactivos que a continuación se mencionan deben ser grado analítico, cuando se hable de agua se debe entender agua desionizada o destilada. Las soluciones para este análisis deben almacenarse en recipientes de polietileno.

1. Solución de acetato de amonio 1.0N, pH 7.0. Diluir 57 ml de ácido





- acético glacial (99.5%) con agua a un volumen de aproximadamente 500 ml. Agregar 60 ml de hidróxido de amonio concentrado, diluir con agua a un volumen de 990 ml, mezclar completamente, ajustar a pH 7.0 y diluir a un volumen final de 1 litro con agua.
2. Una alternativa en el punto anterior consiste en pesar y disolver 77 g de acetato de amonio ($\text{NH}_4\text{C}_2\text{H}_3\text{O}_2$) en 900 ml de agua y de ser necesario ajustar a pH 7.0 y entonces completar a un litro con agua.
 3. Alcohol etílico, usar $\text{CH}_3\text{CH}_2\text{OH}$ grado industrial.
 4. Solución de cloruro de sodio al 10%. Pesar 100 g de cloruro de sodio grado analítico y disolver en 1 L de agua empleando un matraz aforado.
 5. Solución de cloruro de amonio 1N. Pesar 53.50 g de NH_4Cl y disolver en agua. Ajustar a pH 7.0 con hidróxido de amonio y diluir a 1 litro empleando un matraz aforado.
 6. Solución de cloruro de amonio 0.25N. Pesar 13.38 g de NH_4Cl y disolver en agua. Ajustar a pH 7.0 con hidróxido de amonio y diluir a 1 litro empleando un matraz aforado.
 7. Indicador mixto. Mezclar volúmenes iguales de rojo de metilo al 0.66% y de verde de bromocresol al 0.99%. Ambos disueltos en etanol al 95%.
 8. Solución de ácido bórico. Usar H_3BO_3 al 2% en agua destilada que contenga 10 ml del indicador por litro.
 9. Ácido clorhídrico diluido valorado. Usar HCl 0.01 N.
 10. Hidróxido de sodio al 40%. Disolver 400 g. de NaOH en agua destilada y llevar a 1000 ml.
 11. Nitrato de plata 0.1 N. Disolver 16.98 g de AgNO_3 en agua destilada y llevar a 1000 ml.
 12. Solución de lantano acidificada. Pesar 7.742 g de $\text{La}(\text{NO}_3)_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ en un





matraz volumétrico de 250 ml con agua destilada añadir 17.5 ml de HNO₃ concentrado y aforar.

13. Solución diluida de lantano acidificada. Tomar 50 ml de la solución de lantano acidificada en un matraz volumétrico de 500 ml y aforar con agua destilada.
14. Solución de cloruro de cesio acidificada. Disolver 11.12 g de CsCl y 250 ml de Al (NO₃)₃·9H₂O en 500 ml de agua en un matraz volumétrico de 1000 ml, añadir 20 ml de HNO₃ 2 M y aforar con agua.
15. Solución de ácido nítrico 2 M. Diluir 7 ml de HNO₃ concentrado en agua, aforar a 100 ml en un matraz volumétrico.

Material

1. Tubos de centrifuga de 50 ml con fondo redondo.
2. Agitador mecánico.
3. Centrifuga con capacidad para 8 o 16 tubos.
4. Matraces volumétricos de 100 ml.
5. Matraces Erlenmeyer de 125 ml.
6. Aparato de destilación.

Procedimiento

1. Pesar 5 g de suelo secado al aire y tamizado por malla de abertura de 2 mm y transferirlo a un tubo de centrifuga de 50 ml. Agregar 33 ml de solución de acetato de amonio. Tapar y agitar en posición horizontal durante 10 minutos. Luego, centrifugar hasta que el líquido sobrenadante esté claro. Esto se logra fácilmente centrifugando a 2500 rpm. Decantar el líquido en un matraz de 100 ml y repetir la extracción otras dos veces, aforar con acetato de amonio y guardarlo para la posterior determinación





- de las bases intercambiables (solución A).
2. Agregar 30 ml de la solución de cloruro de amonio 1N; agitar durante 10 minutos y luego centrifugar hasta que el líquido sobrenadante esté claro y desecharlo. Adicionar 30 ml de la solución de cloruro de amonio 0.25N, agitar durante 10 minutos, centrifugar y desechar el sobrenadante. Lavar la muestra con porciones de alcohol de 30 ml agitando durante 10 minutos, centrifugar y eliminar el sobrenadante cada vez. El lavado termina cuando la prueba de cloruros en el decantado sea mínima.
 3. Prueba de cloruros. Pipetear 10 ml del sobrenadante alcohólico en un tubo de ensaye y agregar 4 o 5 gotas de nitrato de plata, si se observa un ligero precipitado blanco, la reacción es positiva y se debe continuar el lavado hasta que la prueba de cloruros sea negativa.
 4. Reemplazar el amonio adsorbido con tres porciones de 33 ml de cloruro de sodio al 10%, agitando durante 10 minutos y centrifugando cada vez. Decantar cada reemplazo en un matraz volumétrico de 100 ml y completar al volumen. Determinar el amonio a partir de una alícuota de 10 ml, la cual se transfiere a un matraz Kjeldahl de 300 ml, se le agregan aproximadamente 8 ml de NaOH al 40% y se conecta al aparato de destilación microkjeldahl. Recoger el producto de la destilación en un matraz Erlenmeyer que contenga 10 ml de mezcla de indicador y ácido bórico. Determinar por titulación con HCl 0.01N.

Determinación de Ca y Mg intercambiables

1. Pipetear 0.5 ml de la solución A en un tubo de ensaye.
2. Añadir 9.5 ml de la solución diluida de lantano y mezclar.
3. Medir la concentración de Ca y Mg en las series estándar, el blanco y la muestra por espectrofotometría de absorción atómica a una longitud de onda de 422.7 y 285.2 nm, respectivamente, usando una flama de aire-





acetileno.

Determinación de Na y K intercambiables

1. Pipetear 1.0 ml de la solución A en un tubo de ensaye.
2. Añadir 1.0 ml de la solución de cloruro de cesio acidificada.
3. Añadir 8 ml de agua y mezclar.
4. Medir la concentración de Na y K en las muestras el blanco y las series estándar por espectrofotometría de emisión de flama.

1.2.11. La determinación de la capacidad de intercambio catiónico en suelos ácidos y calcáreos y bases intercambiables se realizará a través del método AS-13.

Método para determinar la Capacidad de Intercambio Catiónico (CIC) y bases intercambiables (Ca, Mg, Na y K) de los suelos ácidos y calcáreos, empleando tiourea de plata (Ag TU) 0.01 M como solución saturante. El procedimiento consiste en equilibrar una muestra de suelos con una solución de Ag TU 0.01M. La afinidad de este reactivo por las cargas negativas de las partículas del suelo permite una completa saturación, aun cuando el suelo contenga relativamente altas concentraciones de otras sales. Esto requiere de una sola etapa, o sea, la extracción y centrifugación para que el intercambio sea completo. Por lo tanto, el sobrenadante contendrá todos los cationes intercambiables.

Reactivos

Los reactivos que a continuación se mencionan deben ser grado analítico cuando se hable de agua se debe entender agua desionizada o destilada. Las soluciones





para este análisis deben almacenarse en recipientes de polietileno.

1. Solución de nitrato de plata 0.04M. Disolver 3.4 g de AgNO_3 en 500 ml de agua.
2. Solución de tiourea de plata 0.01M. Disolver 15.0 g de tiourea en un litro de agua y filtrar a través de papel Whatman 42 o su equivalente recibiendo el filtrado de un frasco volumétrico de 2000 ml. Agregar mientras mezcla la solución de nitrato de plata 0.04 M y aforar con agua. Almacenar en la oscuridad.
3. Solución de tiourea 0.1 M. Disolver 7.5 g de tiourea en un litro de agua y filtrar a través de papel Whatman 42 o su equivalente.
4. Solución estándar de 500 mg L^{-1} de Ag. Disolver 0.3937 g de AgNO_3 en agua en un matraz volumétrico de 500 ml y aforar el volumen con agua. Almacenar en la oscuridad.
5. Solución estándar diluida de 100 mg L^{-1} de Ag, Pipetear 20 ml de la solución estándar en un matraz volumétrico de 100 ml y diluir al volumen con agua. Almacenar en condiciones de oscuridad.
6. Solución de ácido nítrico 1 M. Diluir 70 ml de HNO_3 concentrado en agua aforando a 1000 ml en un matraz volumétrico.
7. Series estándar. Pipetear en matraces volumétricos de 100 ml 0, 2.0, 4.0, 6.0, 8.0 ml. respectivamente, de la solución diluida estándar y agregar 0.5 ml de la solución de tiourea 0.1 M, adicionar 10 ml de la solución de HNO_3 1 M a cada uno, y aforar el volumen con agua. La concentración de Ag en esta serie estándar es de 0, 2, 4, 6, 8 mg L^{-1} .
8. Solución de lantano acidificada. Pesar 7.742 g de $\text{La}(\text{NO}_3)_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ en un matraz volumétrico de 250 ml, añadir algo de agua y 17.5 ml de HNO_3 concentrado, aforar con agua.





9. Solución estándar de 1000 mg L^{-1} de Ca. Pesar 2.5 g de CaCO_3 en un vaso de precipitado de 250 ml, añadir aproximadamente 100 ml de agua, y 12.5 ml de HCl 4M hervir para eliminar el CO_2 (si permanecen partículas de CaCO_3 añadir 2 ml más de HCl 4M). Enfriar y transferir la solución a un matraz volumétrico de un litro y aforar con agua.
10. Solución estándar de 100 mg L^{-1} de Mg. Pesar 1.013 g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ en un matraz volumétrico de un litro y aforar con agua.
11. Solución estándar mezclada, 100 mg L^{-1} de Ca y 10 mg L^{-1} de Mg tomar 10 ml de la solución estándar de 1000 mg L^{-1} de Ca y 10 ml de la solución estándar de 100 mg L^{-1} de Mg en un matraz volumétrico de 100 ml y aforar con agua.
12. Solución diluida de lantano acidificada. Tomar 50 ml de la solución de lantano acidificada en un matraz volumétrico de 500 ml y aforar con agua.
13. Series estándar. Pipetear 0, 2.0, 3.0, 4.0 y 5.0 ml, respectivamente, de la solución estándar mezclada en seis matraces volumétricos de 100 ml y agregar 5.0 ml de tiourea 0.1 M y 9.5 ml de la solución diluida de lantano y aforar. La concentración de las series estándar es de: 0, 0.1, 0.2, 0.3, 0.4 y 0.5 mg L^{-1} de Mg y 0, 1, 2, 3, 4 y 5 mg L^{-1} de Ca y Mg.
14. Solución de cloruro de cesio acidificada. Disolver 11.12 g de CsCl y 250 g de $\text{Al}(\text{NO}_3)_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$ en aproximadamente 500 ml de agua en un matraz volumétrico de 1000 ml, añadir 20 ml de HNO_3 2M y aforar con agua.
15. Solución de ácido nítrico 2 M. Diluir 7 ml de HNO_3 concentrado en agua aforando a 100 ml en un matraz volumétrico.
16. Solución estándar de 1000 mg L^{-1} de K y 400 mg L^{-1} de Na. Disolver 1.9068 g de KCl y 1.0168 g NaCl en agua en un matraz volumétrico de





1000 ml y aforar con agua.

17. Solución estándar diluida de 100 mg L^{-1} de K y 40 mg L^{-1} de Na. Pipetear 25 ml de la solución estándar en un matraz volumétrico de 250 ml, aforar con agua.
18. Serie estándar de Na y K. Pipetear 0, 1.0, 2.0, 3.0, 4.0 y 5.0 ml de la solución estándar diluida en seis matraces volumétricos de 100 ml, respectivamente, añadir un poco de agua, 10 ml de tiourea 0.1 M y 9 ml de la solución de CsCl aforar con agua y mezclar. Esta serie estándar tiene concentraciones de: 0, 1, 2, 3, 4 y 5 mg L^{-1} de K y 0,0.4, 0.8, 1.2, 1.6 y 2 mg L^{-1} de Na.

Material y equipo

1. Material común de laboratorio.
2. Tubos de centrifuga de polipropileno de 50 ml de capacidad con tapón de rosca.
3. Agitador mecánico de agitación recíproca.
4. Centrifuga.
5. Espectrofotómetro de absorción atómica.

Procedimiento para determinar CIC

1. Pesar 1 g de muestra pasada por un tamiz de 0.5 mm de abertura.
2. Pasarlo a un tubo de centrifuga de polietileno de 50 ml.
3. Añadir 30 ml de la solución de tiourea de plata 0.01 M.
4. Preparar un blanco, es decir, a un tubo de centrifuga sin suelo, añadir 30 ml de la solución de tiourea de plata 0.01 M.
5. Tapar y agitar en posición horizontal durante cuatro horas.





6. Centrifugar a 2500 rpm durante 10 minutos.
7. Filtrar a través de papel filtro No. 41 o equivalente (solución A).
8. Pipetear 0.5 ml de esta solución a matraces volumétricos de 100 ml, diluir aproximadamente a 50 ml con agua, añadir 10 ml de HNO₃ 1 M mezclar y aforar con agua.
9. Medir la concentración de Ag en las series estándar, la muestra y el blanco por espectrofotometría de absorción atómica a 328.1 nm de longitud de onda, usando una flama de aire-acetileno.

Determinación de Ca y Mg intercambiables

1. Pipetear 0.5 ml de la solución A en un tubo de ensaye.
2. Añadir 9.5 ml de la solución diluida de lantano y mezclar.
3. Medir la concentración de Ca y Mg en las series estándar, el blanco y la muestra por espectrofotometría de absorción atómica a una longitud de onda de 422.7 y 285.2 nm, respectivamente, usando una flama de aire-acetileno.

Determinación de Na y K intercambiables

1. Pipetear 1.0 ml de la solución A en un tubo de ensaye.
2. Añadir 1.0 ml de la solución de cloruro de cesio acidificada.
3. Añadir 8 ml de agua y mezclar.
4. Medir la concentración de Na y K en las muestras el blanco y las series estándar por espectrofotometría de emisión de flama.





1.2.12. La determinación del fósforo extraíble (soluble) en ácido cítrico al 1% se realizará a través del método AS-26, por colorimetría.

Esta es una determinación antigua de fósforo aprovechable. El método aun es necesario para usarse en la determinación del contenido de P del “horizonte fímico” (requerido en la Leyenda revisada del Mapa Mundial de Suelos, FAO/UNESCO/ISRIC) y el “epipedón antrópico” (en la Taxonomía de Suelos). Este también se usa, en arqueología y en control de la calidad de fertilizantes. La muestra es extractada con una solución de ácido cítrico al 1%. Los fosfatos en el extracto son determinados colorimétricamente con el método de azul de molibdeno, con ácido ascórbico como agente reductor.

Reactivos

1. Solución de ácido cítrico al 1%. Disuelva 10 g de $C_3H_4OH(COOH_3)$. H₂O en agua y lleve a 1 L, prepárela el día en que se use.
2. Ácido sulfúrico, 5 M. Adicione lentamente 148 ml de H₂SO₄ concentrado (96%) en aproximadamente 450 ml de agua contenida en un matraz aforado de 500 ml bajo constante agitación. Después de enfriar lleve a la marca con agua.
3. Solución de tartrato de antimonio de potasio, 0.5%. Disuelva 0.50 g de $KSbOC_4H_4O_6$ en agua y lleve al volumen de 100 ml.
4. Solución patrón para la mezcla de reactivos. Disuelva 12 g de molibdato de amonio en aproximadamente 300 ml de agua. Lentamente agregue 450 ml de ácido sulfúrico 5 M bajo agitación constante. Agregue 100 ml de la solución de tartrato de antimonio y potasio al 0.5%. Lleve a 1 L con agua. Almacene en la oscuridad.
5. Mezcla de reactivos. Disuelva 1.5 g de ácido ascórbico en 100 ml de la





solución patrón. Prepárese el día de uso.

6. Disolución de fósforo, con materiales de referencia certificados, 100 mg L⁻¹ de P. Disuelva 0.2197 g KH₂PO₄ en agua en un matraz volumétrico de 500 ml y lleve al volumen con agua.
7. Disolución intermedia de fósforo, 40 mg/L de P de la disolución de 100 mg/L de P transfiera 40 ml a un matraz aforado de 100 ml y lleve al volumen.
8. Disoluciones de referencia para la curva de calibración. Transferir en matraces volumétricos de 100 ml; 5, 10, 15, 20 y 25 ml de la disolución intermedia de fósforo. Lleve al volumen con agua. Las concentraciones de las disoluciones de fósforo serán de 2, 4, 6, 8 y 10 mg/L.

Material y equipo

1. Espectrofotómetro.
2. Frascos de agitación de polietileno de 100 ml.
3. Agitador mecánico recíproco.

Procedimiento

Extracción:

1. Pese 5 g de suelo (con precisión de 0.01 g) dentro de un frasco de agitación de polietileno.
2. Si el suelo contiene menos de 0.3% de carbonato de calcio equivalente, agregue 50 ml de la solución de ácido cítrico al 1%. Si el suelo contiene más de 0.3% de carbonatos, primero agregue 7 mg de ácido cítrico sólido por cada 0.1% de carbonato y después 50 ml de la solución de ácido cítrico. Incluya dos blancos y una muestra de referencia.





3. Agite por 2 horas. Precaución: en caso que estén presentes carbonatos, no tape el frasco de agitación hasta que la efervescencia haya cesado.
4. Permita reposar por 20 horas.
5. Agite nuevamente durante 1 hora.
6. Para obtener la solución utilice un filtro de poro grueso. En caso que la solución esté turbios filtre nuevamente a través del mismo filtro.
7. Transfiera 1 ml de los estándares, blancos y filtrados en matraces volumétricos de 100 ml, y agregue agua hasta un volumen aproximado de 80 ml.
8. Agregue 10 ml de la mezcla de reactivos y homogeneice.
9. Lleve al volumen con agua, homogeneice y permita reposar durante dos horas para que el color azul desarrolle al máximo.
10. Mida la absorbancia en un espectrofotómetro a 882 o 720 nm.

1.2.13. La determinación del fósforo aprovechable para suelos neutros y alcalinos se realizará a través del método AS-10.

Este método, es ampliamente utilizado en estudios de fertilidad de suelos para la determinación de fósforo disponible tanto en suelos neutros como alcalinos. El fósforo determinado con este procedimiento ha mostrado una estrecha relación con la respuesta de los cultivos. El fósforo es extraído del suelo con una solución de NaHCO_3 0.5 M ajustada a un pH de 8.5.

En suelos neutros, calcáreos o alcalinos, conteniendo fosfatos de calcio, este extractante disminuye la concentración de Ca en solución a través de una precipitación del CaCO_3 , por tanto la concentración de P en solución se incrementa. En suelos ácidos conteniendo fosfatos de Al y Fe tales como la





variscita y estrengita, la concentración de P en solución, se incrementa conforme el pH se eleva. Este extractante evita que se presenten reacciones secundarias en suelos ácidos y calcáreos debido a que el nivel de Al, Ca y Fe se mantiene muy bajo en dicha solución.

Reactivos

1. Hidróxido de sodio 1M. Disolver 4 g de NaOH en 100 ml de agua.
2. Bicarbonato de sodio (NaHCO_3) 0.5 M. Disolver 42 g de NaHCO_3 en aproximadamente 1 litro de agua. Ajustar el pH de esta solución a 8.5 mediante la adición de solución de NaOH 1 M. Llevar a volumen con agua destilada. Algunos autores recomiendan adicionar aceite mineral para evitar la exposición de la solución al aire. Guardar la solución en un recipiente de polietileno y revisar el pH de la solución antes de usarse, de requerirse, volver a ajustar a 8.5.
3. Solución de tartrato de antimonio y potasio al 0.5%. Pese 0.5 g de $\text{K}(\text{SbO})\text{C}_4\text{H}_4\text{O}_6 \cdot 1/2 \text{H}_2\text{O}$, transfíralo a un matraz volumétrico de 100 ml disuélvalo y afore con agua destilada.
4. Solución de molibdato de amonio [$(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$]. Disolver 20 g de molibdato de amonio [$(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$] en 300 ml de agua destilada. Agregue lentamente bajo constante agitación y con cuidado, 450 ml de H_2SO_4 (14 N) (194.4 ml H_2SO_4 concentrado diluido a 500 ml con agua da una concentración de aproximadamente 14 N). Agregue 100 ml de una solución al 0.5% (p/v) de tartrato de antimonio y potasio. Diluya las mezclas a 1 L con agua destilada. Este frasco se debe tapar y con papel aluminio, proteger de la luz.
5. Solución reductora con ácido ascórbico. Disolver 0.50 g de ácido ascórbico con un poco de solución de molibdato de amonio y aforar a





100 ml con la misma solución. Esta solución es preparada cada vez que se vaya a formar color.

6. Solución patrón de fósforo (200 mg L^{-1}). Pesar exactamente 0.8786 g de fosfato de potasio monobásico (KH_2PO_4) seco al horno a 105°C , disolver en agua y aforar a 1 litro. Guardar en envase de plástico o vidrio y conservar en refrigeración. Algunos autores recomiendan adicionar 25 ml de H_2SO_4 7 N antes de aforar para conservar la solución libre de contaminantes biológicos.
7. Solución patrón de 5 mg L^{-1} de P Diluir 5 ml de la solución de 200 mg L^{-1} de P a 200 ml con agua destilada. Preparar fresca cada 5 días.

Material y equipo

1. Tubos de polietileno de 100 ml.
2. Papel Whatman No. 42 o equivalente.
3. Agitador mecánico recíproco, ajustado a 180 oscilaciones por minuto.
4. Balanza analítica.
5. Matraces volumétricos de 50 ml.
6. Bureta de 10 ml.
7. Espectrofotómetro para leer a 880 nm y celdas de vidrio.

Procedimiento

1. Pesar 2.5 g de suelo previamente tamizado por malla de 2 mm y colocarlos en los tubos de polietileno.
2. Adicionar 50 ml de la solución extractora tapar y agitar la suspensión en agitador de acción recíproca durante 30 min. a 180 oscilaciones por minuto.





3. Filtrar inmediatamente a través de papel filtro Whatman No. 42 u otro de calidad similar.
4. Preparar blancos a partir de alícuotas de solución extractora y adicionando todos los reactivos como en las muestras.
5. Tomar una alícuota de 5 ml (o 10 ml si la concentración de P es muy baja) del filtrado y colocarla en un matraz aforado de 50 ml.
6. Agregar 5.0 ml de la solución reductora, agitar y aforar. Leer después de 30 min. pero antes de una hora a una longitud de onda 882 nm (leer previamente la curva de calibración).
7. Preparar una curva de calibración con patrones de 0, 0.1, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1.0 mg L⁻¹ de P.
8. Pipetear 0, 1, 2, 4, 6 y 10 ml de una solución de 5 mg L⁻¹ de P a matraces aforados de 50 ml.
9. Adicionar un volumen de solución extractante de NaHCO₃ 0.5 M igual a la alícuota empleada para medir en las muestras desconocidas.
10. Llevar a aproximadamente 40 ml con agua y adicionar 5 ml de la solución reductora con ácido ascórbico, aforar.
11. Agitar nuevamente. Leer después de 30 minutos, pero antes de una hora a 882 nm, leer las muestras y los patrones al mismo tiempo de reacción, contando el tiempo desde que se agrega el reactivo que genera el complejo hasta el momento de la lectura.

1.2.14. Determinación de micronutrientos (hierro, manganeso, zinc y cobre) disponibles, se realizará a través del método AS-14.

Método para la determinación de micronutrientos y metales contaminantes (hierro, manganeso, zinc, cobre, plomo, cadmio y níquel) del suelo. Los procedimientos analíticos tendientes a evaluar la disponibilidad de algún metal,





tal como zinc, cobre, hierro, manganeso, plomo, cadmio o níquel, fundamentalmente se asocian a su capacidad para disolver o extraer alguna forma química del metal presente en el suelo. La eficiencia de extracción dependerá de la capacidad de cada solución para poder recuperar parte de aquellas formas de metales presentes en el suelo, las cuales generalmente se asocian a la cantidad de metal que es absorbido por los cultivos.

Entre las sustancias utilizadas para recuperar a los metales del suelo, destacan aquellas que emplean a compuestos orgánicos con la capacidad para formar complejos estables, tal es el caso del DTPA (ácido del dietilen-triamino-pentaacético) y del EDTA (ácido del etilen-diamino-tetraacético). Las soluciones complejantes, como el DTPA y el EDTA, tienen como finalidad el recuperar elementos metálicos que se encuentran en forma intercambiable, ligados a la materia orgánica y disolver formas precipitadas.

Reactivos

1. Los reactivos requeridos para cada una de las determinaciones deben ser de grado analítico. El agua utilizada en la preparación de las soluciones debe ser destilada y desionizada. Las soluciones estándares se deben almacenar en botellas de polietileno y en condiciones de refrigeración.
2. DTPA (ácido del dietilen-triamino-pentaacético), ácido clorhídrico HCl 1+1 (un volumen de ácido + un volumen de agua), trietanolamina, cloruro de calcio dihidratado ($\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$). Ácido nítrico (HNO_3), 1:1 ácido clorhídrico (HCl) 1:1 (1 ml de ácido en 1 mililitro de agua). Soluciones amortiguadas a pH 4, 7 y 10.
3. Para la cuantificación de metales. A partir de soluciones estándares de 1000 mg L^{-1} , que se pueden adquirir en forma comercial, se prepara la curva de calibración de cada metal. Es posible preparar las soluciones estándares empleando para ello la forma metálica, óxidos, o sales





solubles del metal.

4. Solución patrón de cobre. Disolver 1.0 g de cobre metálico en 50 ml de ácido nítrico 1:1, y diluir a un litro. Un mililitro de esta solución contiene un mg de cobre.
5. Solución estándar de zinc. Disolver 1.0 g de zinc metálico en 50 ml de ácido clorhídrico 1:1 y aforar a un litro con agua. La concentración de la solución es 1 mg de Zn por cada ml.
6. Solución estándar de cadmio. Disolver 1.0 g de metal cadmio en 50 ml de ácido clorhídrico 1:1 y diluir a un litro con agua. Un ml de esta solución contiene un mg de cadmio.
7. Solución estándar de níquel. Disolver 1.0 g de metal níquel en 50 ml de ácido nítrico 1:1 y aforar a un litro con agua. Un ml de la solución contiene un mg de níquel.
8. Solución estándar de plomo. Disolver 0.1 g plomo metálico en 10 ml de ácido nítrico 1:1 y aforar a un litro. Un ml de la solución contiene 0.1 mg de plomo.
9. Solución estándar de hierro. Disolver 1.0 g de alambre de hierro en ácido nítrico 1:1 y aforar a un litro con agua. Un ml de solución contiene un mg de hierro.
10. Solución estándar de manganeso. Disolver 0.1 g de manganeso metálico en 10 ml de ácido clorhídrico concentrado, mezclar con un ml de ácido nítrico concentrado y aforar a un litro con agua. Un ml de la solución contiene 0.1 mg de manganeso.
11. Acetileno (C₂H₂) para absorción atómica.

Material y equipo

1. Diferente material de vidrio.





2. Tamiz de 2 mm de diámetro de apertura y malla de nylon.
3. Agitador eléctrico de acción recíproca.
4. Balanza analítica y granataria.
5. Potenciómetro.
6. Espectrofotómetro de absorción atómica.
7. Lámparas de cátodo hueco para cada elemento a determinar.

Interferencias

El proceso de cuantificación de los metales puede ser interferido por efecto de viscosidad de la muestra, alto contenido de sales, ionización del elemento de interés, formación de compuestos refractarios. Esos efectos pueden ser atenuados o disminuidos a un mínimo, cuando se diluye la muestra, se adicionan elementos con mayor capacidad de ionización, agentes liberadores o a través del control de la temperatura de la flama.

Extracción con DTPA Reactivos

Solución de DTPA 0.005 M. Para preparar un litro, disuelva 14.9 g de trietanolamina (TEA), 1.97 g de reactivo DTPA y 1.47 g de $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ en aproximadamente 300 ml de agua desionizada, agitar hasta disolver los reactivos, llevar a un volumen de 900 ml y ajustar el pH a 7.3 con ácido clorhídrico 1:1. Finalmente completar a un volumen de un litro con agua.

Extracción

1. Colocar 10.0 g de suelo seco y tamizado en malla de 2 mm de apertura, en un matraz Erlenmeyer de 125 ml y adicionar 20 ml de solución DTPA.
2. Tapar el matraz con papel parafilm o con plástico asegurándolo con una liga. Agitar horizontalmente a 120 oscilaciones por minuto durante dos horas exactamente.





3. Terminado el agitado separar la solución del suelo, mediante un filtrado con papel Whatman No. 42, si existe paso de suelo se debe refiltrar la solución.
4. De igual manera conduzca un blanco, para lo cual se procede en forma similar a la muestra problema, pero sin suelo.
5. En el extracto obtenido, es posible cuantificar a los micronutrientes; hierro, cobre, zinc, y manganeso, así como a los metales tóxicos; plomo, cadmio y níquel.
6. Terminado el agitado separar la solución del suelo, mediante un filtrado con papel Whatman No. 42, si existe paso de suelo se debe refiltrar la solución.
7. De igual manera conduzca un blanco, para lo cual se procede en forma similar a la muestra problema, pero sin suelo.
8. En el extracto obtenido, es posible cuantificar a los micronutrientes; hierro, cobre, zinc, y manganeso, así como a los metales tóxicos; plomo, cadmio y níquel.

2. RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS FÍSICOS Y QUÍMICOS DE LOS SUELOS.

2.1. pH en los suelos.

El pH del suelo es una de las características que influye en la calidad de un cultivo. Un suelo con un valor de pH de 0-7 es ácido, mientras que uno que tiene un valor de 7-14 es alcalino, un valor de pH 7 es considerado neutro. El pH óptimo del suelo de las plantas y cultivos tienden a ser ligeramente ácido (5 - 6.5).





A continuación, se observa en la tabla 1, los valores máximos y mínimos de pH de los suelos analizados y en la Tabla 2 y gráfica 1, los valores pH de los suelos control.

Tabla 1. Rangos de las muestras de analizadas.

Rangos	Valores
Mínimo	5.60
Máximo	8.14
Desviación estándar	0.40
Promedio	7.27

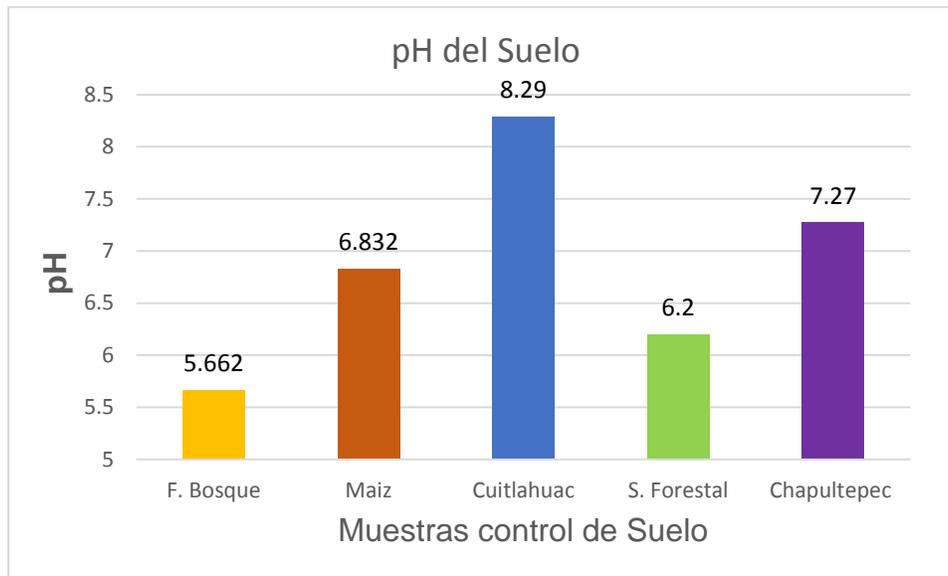
. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

Tabla 2. pH de los suelos control.

Muestra	pH	Interpretación
F. Bosque	5.7	Ácido
Maíz	6.8	Ácido
Cuitláhuac	8.29	Alcalino
Forestal	6.2	Ácido

. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis





Gráfica 1. Comparativa de pH de las muestras control. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis.

Las muestras analizadas del parque Chapultepec presentan un pH de 5.6-8.4 con promedio de pH 7.3 el cual es alcalino, por el contrario, los controles positivos que son la muestra Forestal y F. Bosque contienen un pH ácido el cual favorece el crecimiento de las plantas, pues contribuye a la capacidad de absorción y solubilidad de numerosos elementos nutritivos.

2.2. Textura de los suelos.

Propiedad física que indica la proporción de las partículas fundamentales del suelo: arcilla, limo y arena, que se pueden agrupar en fina, media y gruesa. El diámetro de las partículas de arcilla es menor de 0.002 mm, las de limo están entre 0.002 y 0.05 mm y las de arena son entre 0.05 y 2.0 mm. La textura, además influye en la cantidad y disponibilidad de agua y nutrientes, así como en la aireación, drenaje y accesibilidad en el uso de implementos agrícolas.

En la Tabla 3, se muestran los resultados de la textura en los suelos analizados y en la Tabla 4 la textura de suelos de las muestras de suelo control





Tabla 3. Clasificación de la textura de las muestras.

Muestra	Textura
27, 102	Franco Arcilloso
63, 97, 99, 100	Franco Arcilloso Arenoso
El resto de las muestras	Franco

. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

Tabla 4. Composición textural de los suelos control.

Muestra	Textura
F. Bosque	Franco
Maíz	Franco Arcillo Arenoso
Forestal	Franco
Cuitláhuac	Franco

. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

La gran mayoría de las muestras analizadas contienen una textura Franca, es decir, contiene de un 30-50% de arena o limo y un 50-70% de arcilla. Le confiere una característica de textura media, de 20 a 200 micras, lo cual tiene un porcentaje de compactación media.

A excepción de la muestra de maíz, la mayoría de las muestras analizadas, así como los controles positivos tiene la misma textura, la textura franca generalmente no presentan dificultad en cuanto a la dispersión del agua de riego.

2.3. Punto de saturación.

Es la cantidad de agua disponible para el crecimiento de las plantas y se encuentra entre la Capacidad de Campo y el Punto Permanente de Marchitez





permanente. Este se refiere al contenido de agua del suelo, cuando prácticamente todos los espacios están llenos de agua.

A continuación, en la Tabla 5, se observan los resultados del punto de saturación en los suelos analizados y en la Tabla 6 y gráfica 2, el punto de saturación de las muestras de suelo control.

Tabla 5. Porcentaje de saturación de las muestras analizadas.

Rango	PS (%)
Mínimo	38.00
Máximo	81.80
Promedio	55.76
Desviación estándar	10.21

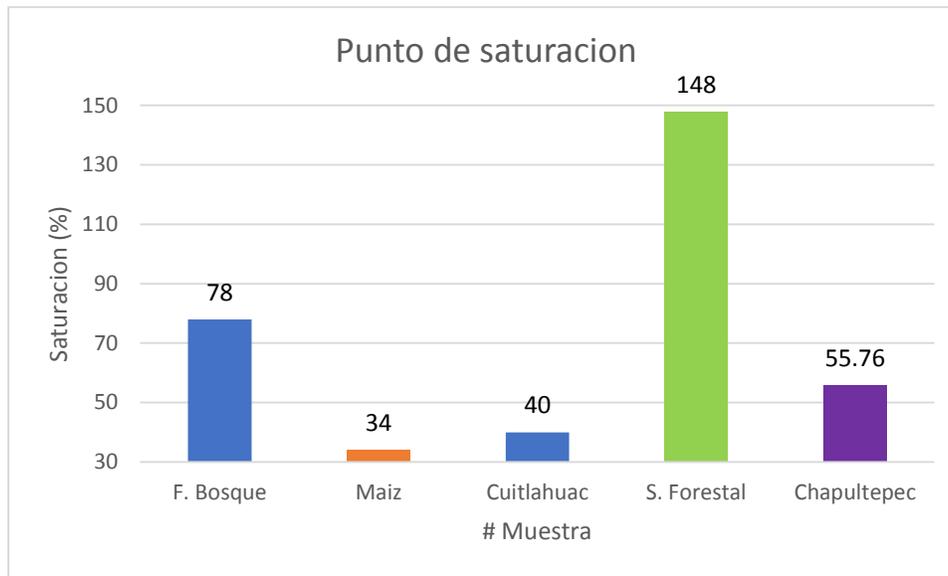
. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

Tabla 6. Porcentaje de saturación de las muestras control de suelo.

Muestra	Saturación (%)	Interpretación
F. Bosque	78	Muy Alto
Maíz	34	Mediano
Forestal	148	Muy Alto
Cuitláhuac	40	Mediano

. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis





Gráfica 2. Comparativa del punto de saturación de las muestras control de suelo. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

Las muestras analizadas indican una saturación promedio del 55.7%, siendo como el valor mínimo y máximo 38-81.8%. Estos valores en comparación con los suelos control tiene un porcentaje menor, pero mayor que el control negativo Maíz. La muestra control Forestal es la que contiene el mayor porcentaje con 148%, el cual indica que tiene una porosidad alta y una gran capacidad de absorción de agua para ser aprovechable por el sistema de cultivo.

2.4. Capacidad de campo.

Es la cantidad de agua disponible para el crecimiento de las plantas. Se define como el contenido de agua que es capaz de retener el suelo luego de saturación o de haber sido mojado abundantemente y después dejado drenar libremente, evitando pérdida por evapotranspiración hasta que el Potencial hídrico del suelo se estabilice (24 a 48 horas después de la lluvia o riego). El agua contenida en el suelo entre la capacidad de campo y el punto de marchitez es el agua capaz de absorber el sistema radical del cultivo.





En la Tabla 7, se observan los resultados obtenidos de la capacidad de campo en los suelos analizados y en la Tabla 8 y gráfica 3, el porcentaje de capacidad de las muestras de suelo control.

Tabla 7. Porcentaje de Capacidad de campo de las muestras analizadas.

Rango	CC (%)
Mínimo	20
Máximo	44
promedio	30
desviación estándar	3.68

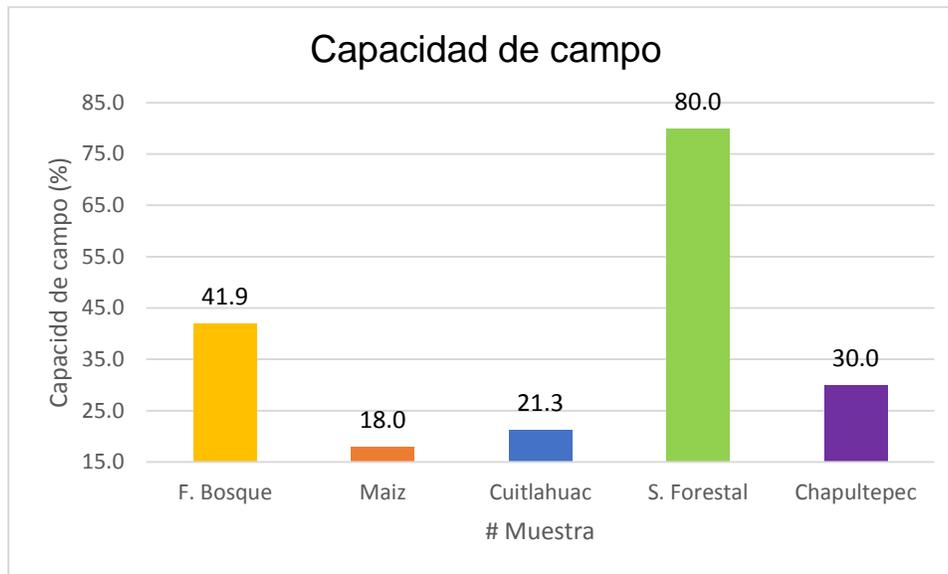
Fuente: elaborada con datos de los análisis

Tabla 8. Comparativa del porcentaje de capacidad de campo en las muestras control.

Muestra	Capacidad de Campo (%)	Interpretación
F. Bosque	42	Muy Alto
Maíz	18	Mediano
Forestal	80	Muy Alto
Cuitláhuac	21.3	Mediano

Fuente: elaborada con datos de los análisis





Gráfica 3. Comparativa del porcentaje de Capacidad de campo en las muestras control. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

La CC promedio de las muestras analizadas es del 30%, con un valor mínimo de 20% y máximo de 44%, en comparación con los controles positivos, estos valores son similares a la muestra de F. Bosque. Forestal representa el mayor porcentaje de capacidad de campo.

Un elevado porcentaje de capacidad de campo asegura que habrá agua disponible para las plantas o árboles que lo requieran.

2.5. Punto de Marchitez.

Es la tensión máxima que puede realizar un cultivo para extraer el agua del suelo. A partir de allí, esa planta en esas condiciones de humedad no tendrá posibilidades de abastecerse de agua. El contenido de agua que está en condiciones para ser utilizada por el cultivo se define gráficamente como la diferencia entre el Punto de Capacidad de Campo y el Punto de Marchitez Permanente, expresado porcentualmente o en mm de agua disponible.





En la tabla 9 se observan los resultados obtenidos del punto de marchitez en los suelos analizados y en la tabla 10 y gráfica 4, el punto de marchitez de las muestras de suelo control.

Tabla 9. Porcentaje de Punto de marchitez en las muestras analizadas.

Rango	PM (%)
Mínimo	12
Máximo	26
Promedio	18
Desviación estándar	2.12

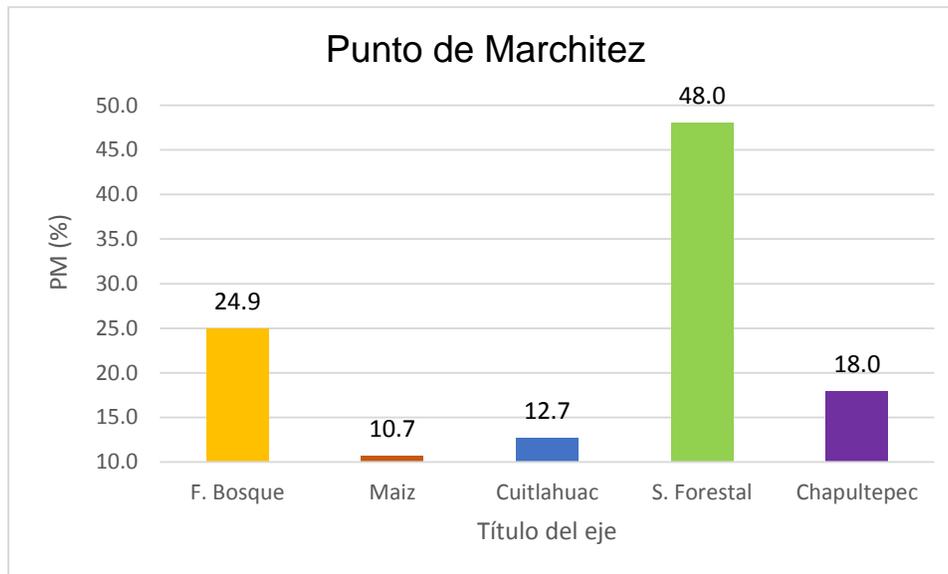
Fuente: elaborada con datos de los análisis

Tabla 10. Comparativa del punto de marchitez de los suelos control.

Muestra	Punto de Marchitez (%)	Interpretación
F. Bosque	25	Muy Alto
Maíz	11	Mediano
Cuitláhuac	12.7	Mediano
Forestal	48	Muy Alto

Fuente: elaborada con datos de los análisis





Gráfica 4. Comparativa de porcentaje de Marchitez de las muestras control. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

Las muestras de parque Chapultepec tienen un porcentaje de saturación promedio del 18%, siendo como máximos y mínimos 26-12%, en comparación con los controles tienen la mitad que la muestra de forestal pues cuenta con un 48%. El control neativo Maiz contiene un 11%.

Un gran porcentaje de marchitez representa una mayor cantidad de agua disponible para la especie vegetal.

2.6. Densidad aparente.

Se trata de un indicador de características importantes del suelo, tales como porosidad, grado de aireación y capacidad de drenaje. En un tipo de suelo los valores bajos de densidad aparente implican suelos porosos, bien aireados y con buen drenaje. Por otro lado, si los valores son altos, quiere decir que el suelo es compacto o poco poroso, que la infiltración del agua es lenta, lo cual puede provocar encharcamientos.





En la tabla 11, se observan los resultados obtenidos de la densidad aparente en los suelos analizados y en la tabla 12 y gráfica 5, la densidad aparente de las muestras de suelo control.

Tabla 11. Densidad aparente de los suelos analizados.

Rango	D A (g/cm ³)
Mínimo	0.67
Máximo	1.18
Promedio	0.92
Desviación estándar	0.08

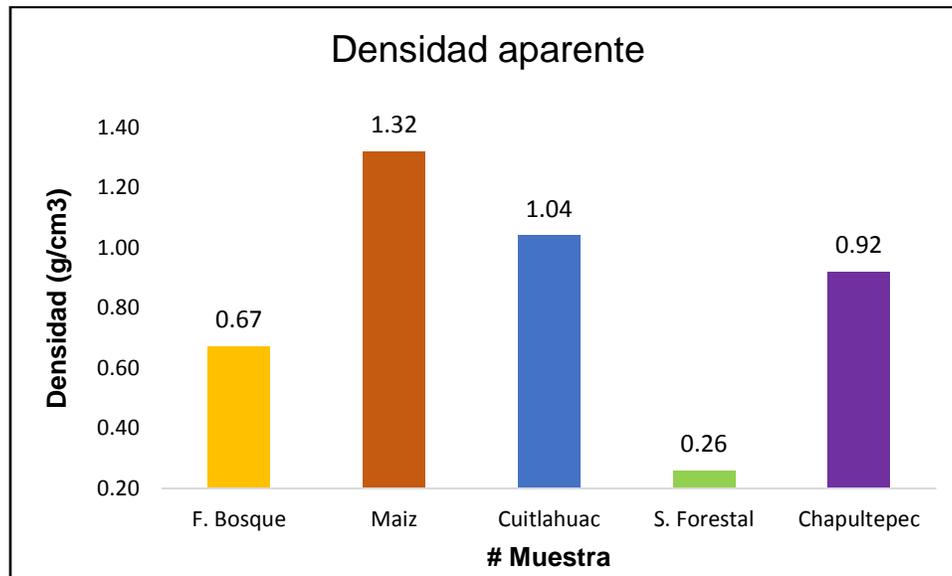
Fuente: elaborada con datos de los análisis

Tabla 12. Comparativa de la densidad aparente en los suelos control.

Muestra	Densidad Aparente (g/cm ³)	Interpretación
F. Bosque	0.67	Mediano
Maíz	1.32	Muy Alto
Cuitláhuac	1.04	Muy Alto
Forestal	0.26	Muy Bajo

Fuente: elaborada con datos de los análisis





Gráfica 5. Densidad aparente de las muestras control de suelo. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

La densidad aparente promedio de las muestras analizadas se encuentra en 0.92g/cm³, en comparación con los controles positivos tiene una mayor densidad, pero menor al control negativo. Una elevada densidad promueve a la compactación del suelo, dificulta el crecimiento radicular de la planta y disminuye el flujo de agua.

2.7. Conductividad hidráulica.

Se refiere a la velocidad de flujo del agua que atraviesa un suelo. Describe la capacidad de un suelo para transmitir agua e indirectamente oxígeno hacia el perfil del suelo. Se expresa como la altura de agua filtrada por unidad de tiempo (mm/h).

En la tabla 13 se observan los resultados obtenidos de la conductividad hidráulica en los suelos y en la Tabla 14 y gráfica 6, la conductividad eléctrica de las muestras de suelo control.





Tabla 13. Conductividad hidráulica en los suelos analizados.

Rango	Cond. hidráulica (g/cm ³)
Mínimo	0.1
Máximo	6
Promedio	2.41
Desviación estándar	1.29

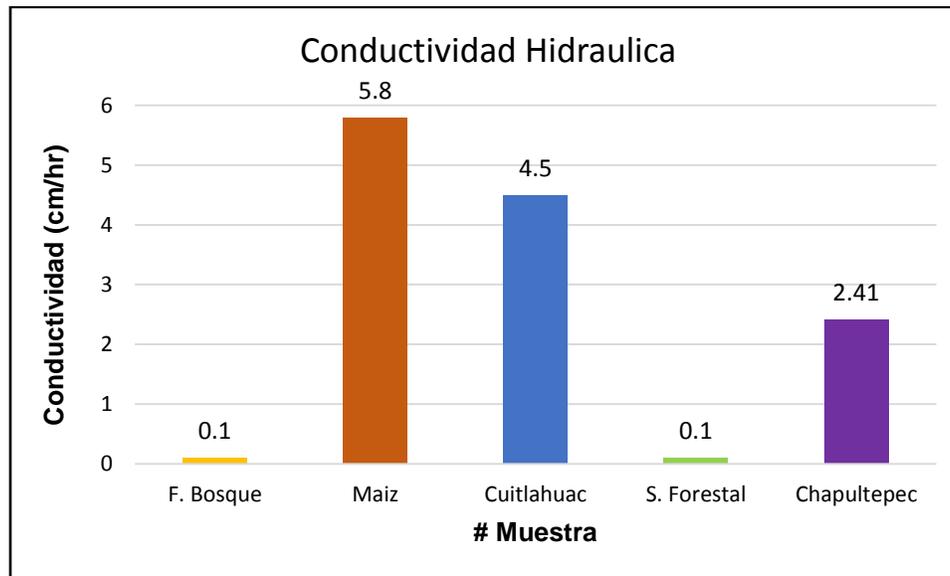
Fuente: elaborada con datos de los análisis

Tabla 14. Comparativa de la conductividad hidráulica de los suelos control.

Muestra	Conductividad hidráulica (cm/h)	Interpretación
F. Bosque	0.1	Muy Bajo
Maíz	5.8	Mod. Alto
Cuitláhuac	4.5	Mod. Bajo
Forestal	0.1	Muy Bajo

Fuente: elaborada con datos de los análisis





Gráfica 6. Comparativa de la conductividad hidráulica en las muestras control. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

Las muestras de Chapultepec presentan valores promedio de 2.41cm/h, con máximos de 6 y mínimos de 0.1cm/h. En comparación con las muestras control la que mayor flujo de agua en determinado tiempo es la muestra de maíz con 5.8cm/h.

Un tránsito lento de agua indica mayor retención de humedad por parte del suelo y que se encontrara disponible cuando lo requiera la planta.

2.8. Salinidad (CE Extracto).

La salinidad del suelo se refiere a la cantidad de sales en el suelo y puede ser estimada por la medición de la conductividad eléctrica (CE) de una solución extraída del suelo. Una concentración alta de sales tiene como resultado potencial osmótico alto de la solución del suelo, por lo que la planta tiene que utilizar más energía para absorber el agua. Bajo condiciones extremas de salinidad, las plantas no pueden absorber el agua y se marchitan, incluso cuando el suelo





alrededor de las raíces se siente mojado al tacto. La salinidad del suelo suele representarse en unidades de dS/m, es decir, Desisiemens sobre metro.

En la Tabla 15, se observan los valores obtenidos de conductividad eléctrica en las muestras analizadas y en la Tabla 16 y gráfica 7 la conductividad eléctrica de las muestras de suelo control.

Tabla 15. Salinidad de las muestras analizadas.

Rango	Cond. Eléctrica (dS/m)
Mínimo	0.26
Máximo	3.86
Promedio	0.65
Desviación estándar	0.40

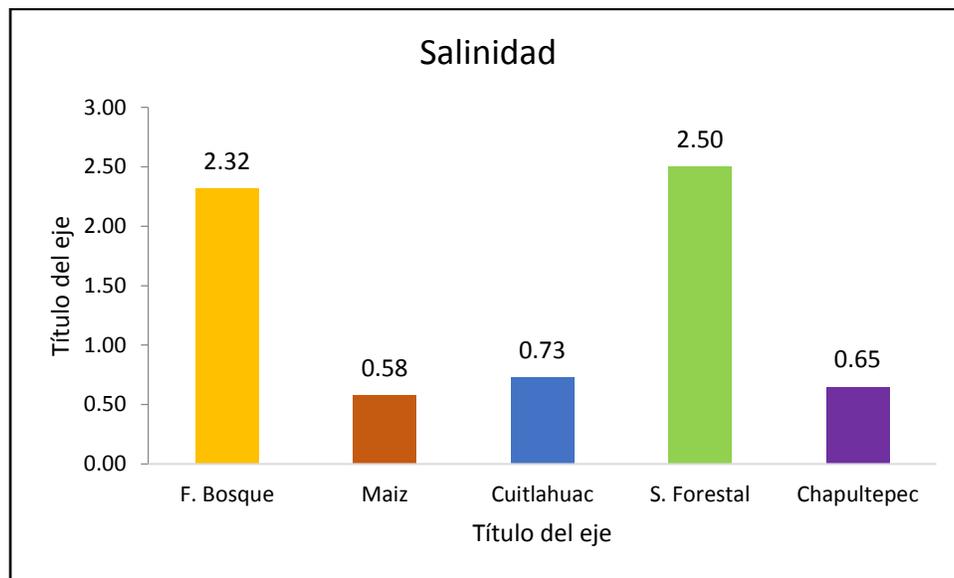
Fuente: elaborada con datos de los análisis

Tabla 16. Porcentaje de salinidad de los suelos control.

Muestra	Conductividad eléctrica (dS/m)	Interpretación
F. Bosque	2.32	Mediano
Maíz	0.58	Bajo
Cuitláhuac	0.73	Bajo
Forestal	2.50	Mediano

Fuente: elaborada con datos de los análisis





Gráfica 7. Comparativa de la salinidad en las muestras control de suelo. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

Los valores maximos y minimos de salinidad de los suelos analizados son 0.26 y 3.86 dS/m, con un promedio de 0.65 dS/m. En comparacion con las muestras analizadas F. Bosque y Forestal tiene una concentracion menor de sales.

2.9. Carbonatos totales.

Tienen una acción positiva sobre la estructura del suelo y sobre la actividad microbiana, aunque un exceso de carbonatos puede ocasionar problemas en la nutrición de las plantas por antagonismo con otros elementos, es decir, pueden abatir (disminuir) los rendimientos de los cultivos, al limitar la respuesta a la fertilización e inclusive pueden llegar a impedir el desarrollo de ciertas especies de interés agrario.





En la Tabla 17, se observan los valores representativos de los resultados de las muestras analizadas y en la Tabla 18 y gráfica 8 los carbonatos totales de las muestras de suelo control.

Tabla 17. Porcentaje de carbonatos en las muestras analizadas.

Rango	Carbonatos totales (%)
Mínimo	0.01
Máximo	7.91
Promedio	1.93
Desviación estándar	1.61

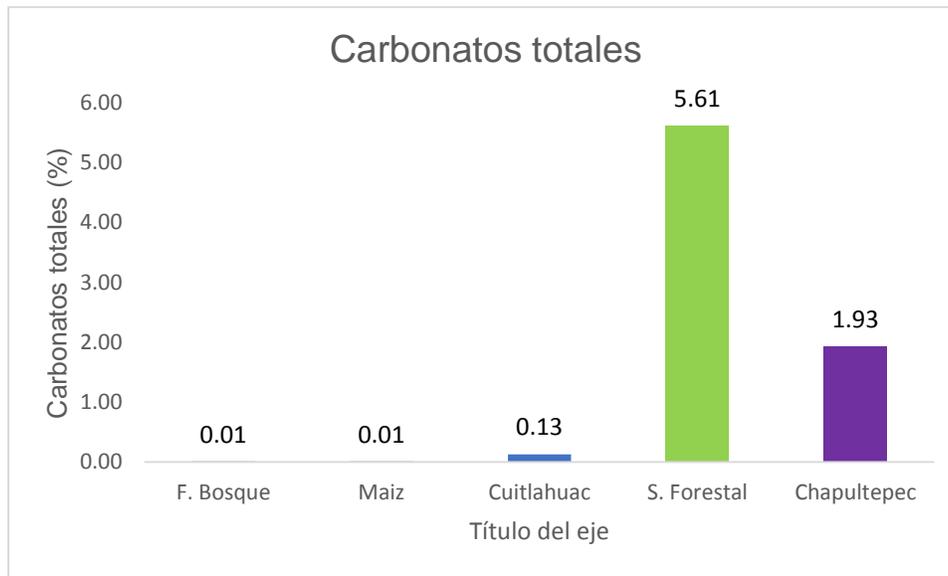
Fuente: elaborada con datos de los análisis

Tabla 18. Carbonatos totales en las muestras control.

Muestra	Carbonatos Totales (%)	Interpretación
F. Bosque	0.01	Libre
Maíz	0.01	Libre
Cuitláhuac	0.13	Muy Bajo
Forestal	5.61	Mod. Bajo

Fuente: elaborada con datos de los análisis





Gráfica 8. Comparativa de los carbonatos totales en las muestras control. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

Los carbonatos de las muestras analizadas se encuentran entre el 0.1 y el 7.91% con un promedio del 1.93%, en comparativa con las muestras control, la muestra con mayor porcentaje de carbonatos totales es la Forestal con el 5.61%. Cabe destacar que se requiere la presencia moderada de carbonatos para la nutrición de las plantas y el crecimiento de microorganismos benéficos.

2.10. Materia orgánica.

Por materia orgánica se conocen a una serie de compuestos procedentes de la descomposición total o parcial de células animales y/o vegetales, la presencia de materia orgánica evita la disgregación de las partículas de suelo y disminuye su erosión, mantiene la humedad disponible para los cultivos durante un tiempo superior y evita oscilaciones importantes de la temperatura, todo mejora la vida





microbiológica, favorece la población de micro y macroorganismos activos y aumenta la biodiversidad.

En la Tabla 19, se observan los resultados más representativos del porcentaje de la materia orgánica en los suelos y en la Tabla 20 y gráfica 9, el porcentaje de materia orgánica de las muestras control de suelo.

Tabla 19. Materia orgánica en las muestras de suelo analizadas.

Rango	Materia orgánica (%)
Mínimo	2.82
Máximo	14.50
Promedio	6.87
Desviación estándar	2.05

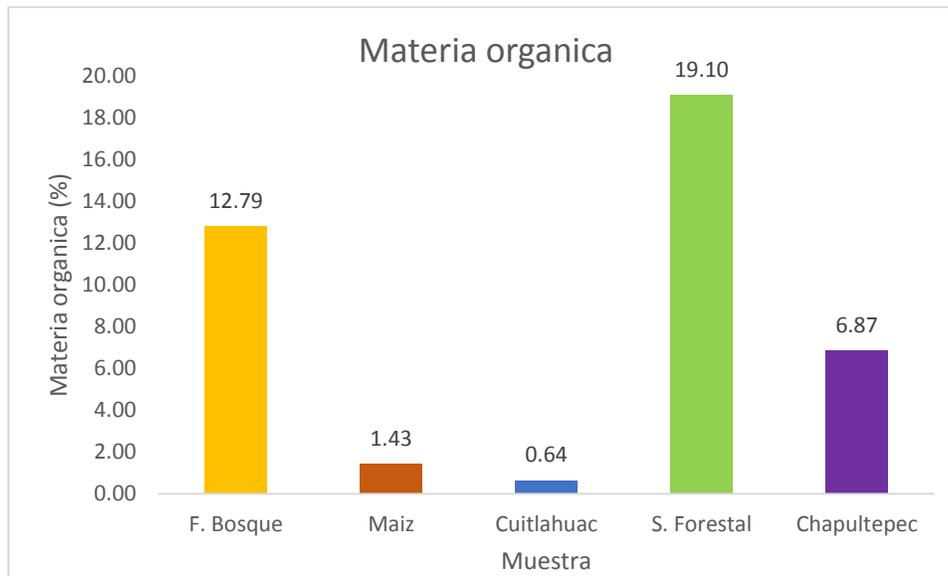
Fuente: elaborada con datos de los análisis

Tabla 20. Comparativa de la materia orgánica en los suelos control.

Muestra	Materia orgánica (%)	Interpretación
F. Bosque	12.78	Muy Alto
Maíz	1.43	Mod. Alto
Cuitláhuac	0.64	Muy Bajo
Forestal	19.10	Muy Alto

Fuente: elaborada con datos de los análisis





Gráfica 9. Comparativa en la materia orgánica de las muestras control. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

El porcentaje de materia orgánica en las muestras analizadas se encuentra entre 2.82 y 14.5%, con un promedio de 6.87%. En comparación con las muestras control analizadas se observa que la que contiene un mayor porcentaje de materia orgánica es Forestal con el 19.10%, mientras que la muestra Cuitláhuac es la de menor concentración, presentando solo el 0.64%.

2.11. Capacidad de intercambio catiónico y catiónicos intercambiables (CIC).

Es un indicador que hace referencia a la cantidad de cationes que pueden ser retenidos por un suelo ya sea por almacenamiento propio o luego de un proceso de fertilización, dado un determinado pH, y que pueden ser intercambiados por otros contenidos en la solución del suelo. La CIC se mide en miliequivalentes





(meq) en 100 gramos de suelo. Los cationes que se analizan son Calcio (Ca), Magnesio (Mg), Sodio (Na) y Potasio (K).

En la Tabla 21, se muestran los resultados representativos de la concentración de los cationes intercambiables en las muestras analizadas y en la Tabla 22 y gráfica 10, la concentración de cationes intercambiables de las muestras de suelo control.

Tabla 21. Concentración de cationes intercambiables en las muestras analizadas.

Rango	CATIONES (meq/100g)			
	Calcio	Magnesio	Sodio	Potasio
Mínimo	8.53	1.34	0.03	0.55
Máximo	24.25	6.44	0.58	2.19
Promedio	15.41	3.42	0.08	1.25
Desviación estándar	3.67	0.87	0.06	0.32

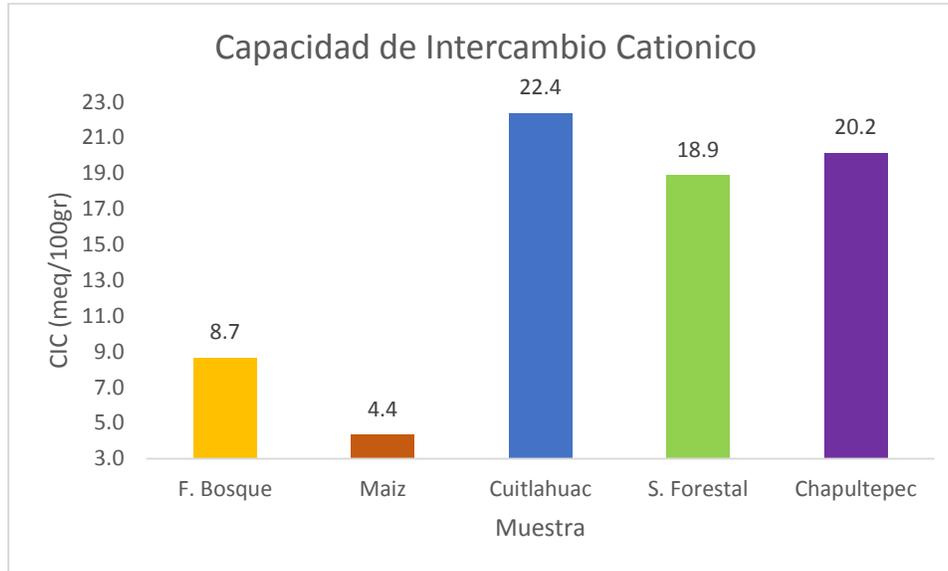
Fuente: elaborada con datos de los análisis

Tabla 22. Concentración de los cationes intercambiables en las muestras control.

Muestra	CATIONES (meq/100g)					
	Calcio	Magnesio	Sodio	Potasio	CIC	Interpretación
F. Bosque	6.73	1.32	0.10	0.48	8.68	Bajo
maíz	2.33	0.81	0.04	1.18	4.36	Muy Bajo
Cuitláhuac	15.90	5.02	0.49	0.99	22.4	Medio
Forestal	9.18	6.93	0.47	2.33	18.90	Medio

Fuente: elaborada con datos de los análisis





Gráfica 10. Comparativa de CIC en muestras control de suelos. **Fuente:** elaborada con datos de los análisis

Las muestras analizadas contienen una alta concentración de calcio y escasa de sodio, en comparación con los controles la que mayor capacidad de intercambio presenta es Cuitláhuac con el 22.4%.

2.12. Micronutrientes.

Son los nutrientes requeridos por las plantas y los animales en pequeñas cantidades o cantidades traza y son necesarios para que todos los organismos vivos completen su ciclo vital. Pasado cierto umbral se comportan como tóxicos.

En la Tabla 23, se observan los rangos más representativos de la concentración de micronutrientes e las muestras analizadas y en la Tabla 24 la concentración de cationes de las muestras de suelo control.





Tabla 23. Micronutrientes en muestras Chapultepec.

Rango	Micronutrientes (ppm)			
	Hierro	Manganeso	Zinc	Cobre
Mínimo	8.21	2.34	0.06	0.70
Máximo	340.65	29.22	61.17	19.67
Promedio	39.82	8.85	13.96	2.99
Desviación estándar	37.74	4.40	8.88	2.72

Fuente: elaborada con datos de los análisis

Tabla 24. Concentración de micronutrientes en los suelos control.

Muestra	Micronutrientes (ppm)			
	Hierro	Manganeso	Zinc	Cobre
F. Bosque	22.80	4.31	1.73	0.31
maíz	50.16	5.07	1.97	0.38
Cuitláhuac	8.61	2.54	0.88	0.66
Forestal	64.3	101	19.3	4.20

Fuente: elaborada con datos de los análisis

Los micronutrientes en las muestras analizadas se encuentran en un promedio de 39.8ppm de Hierro, mientras que el cobre y el magnesio presentan el 3 y 8.85%. en comparativa con las muestras control la que mayor porcentaje en micronutrientes tiene es Forestal.





2.13. Nitratos y elementos de importancia en la fertilidad de los suelos.

El nitrógeno es necesario para el crecimiento de las plantas, cerca del 90 por ciento del nitrógeno absorbido por éstas está en forma de nitrato.

En la Tabla 25, se observan los resultados de los nutrientes de importancia para la fertilidad en los suelos analizados y en la Tabla 26 los nutrientes de importancia para la fertilidad en suelos de las muestras de suelo control.

Tabla 25. Concentración de Nitratos, fosforo y otros elementos presentes en los suelos analizados.

Rango	Fertilidad de los suelos (ppm)							
	Nitratos	Fósforo	Potasio	Calcio	Magnesio	Sodio	Boro	Azufre
Mínimo	3.14	3.43	213.14	1706.74	163.25	6.91	0.11	1.56
Máximo	237.0							
	9	118.91	857.03	4850.54	782.57	132.92	1.13	191.34
Promedio	19.76	24.57	488.78	3082.81	415.37	18.91	0.45	15.14
Desviación estándar	23.28	23.015	126.64	734.54	106.21	14.14	0.20	20.94

Fuente: elaborada con datos de los análisis

Tabla 26. Concentración de Nitratos, fosforo y otros elementos presentes en los suelos control.

Muestra	Fertilidad de los suelos (ppm)							
	Nitratos	Fósforo	Potasio	Calcio	Magnesio	Sodio	Boro	Azufre
F. Bosque	140.08	100.93	186.62	1346.94	160.20	22.90	0.11	4.67
Maíz	40.80	61.6	461.35	466.61	97.98	9.93	0.03	1.56
Cuitláhuac	1.21	23.6	388	3174	603	112	0.43	36.9
Forestal	155	201	911	1841	842	23.5	0.51	246

Fuente: elaborada con datos de los análisis





Las concentraciones máximas de nitratos de las muestras analizadas son relativamente mayores a las de las muestras control. Forestal contiene la mayor concentración de los nitratos y de la mayoría de los elementos a excepción del calcio.

3. ANÁLISIS DE RESULTADOS.

Los suelos analizados del parque Chapultepec indican un pH alcalino, este valor dificulta la capacidad de intercambio de los nutrientes provocando una disminución en la velocidad de crecimiento de plantas y árboles.

Contiene una densidad aparente alta indicando que es un suelo que tiende a compactarse, disminuyendo la aireación, movimiento de agua y el crecimiento radicular, este valor tienen relación con su textura pues contiene partículas mayormente finas que disminuye la cantidad de espacios vacíos entre el suelo.

El punto de saturación se encuentra por debajo en comparación con los controles positivos, lo que se ve reflejado en su conductividad hidráulica pues al no retener el agua que tiene disponible, por capilaridad y gravedad el agua atraviesa constantemente una longitud determinada de suelo.

Con porcentajes de punto de marchitez y capacidad de campo bajo, disminuye la capacidad de agua disponible para las plantas.

Tienen una salinidad promedio bajo, aunque hay algunas muestras que llegan hasta los 3.86dS/m el cual es un valor alto de sales y la presencia de sales en exceso reduce la disponibilidad de agua para las plantas.

Las muestras tienen una baja concentración de nitratos y fosforo en comparación con los controles, cabe destacar que el nitrógeno es indispensable





para el crecimiento de las plantas pues interfiere en la fotosíntesis y acciones de nutrición a la planta.

4. CONCLUSIÓN

Las Muestras analizadas presentan las siguientes características:

- pH alcalino
- Textura franca
- Alta densidad con capacidad de compactación y escasa concentración de nutrientes indispensables para el creciente vegetativo
- Alta concentración de sales, rápida saturación del suelo con agua
- Escasa retención de humedad y una baja concentración de materia orgánica.

5. RECOMENDACIÓN

Se recomienda combinar los suelos de las muestras analizadas con un suelo rico en nutrientes para mejorar sus características físico químicas. Un suelo que haya sido tratado con soluciones ácidas para ayudar a disminuir el pH, con una alta concentración de materia orgánica y densidad baja, gran porcentaje de saturación y que contenga microorganismos benéficos para las plantas y/o cultivos.

6. ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO DE SUELO.

6.1. INTRODUCCIÓN

Los microorganismos del suelo son los componentes más importantes. En un solo gramo de suelo, encontramos millones de microorganismos beneficiosos para los cultivos. La multifuncionalidad de los microorganismos en los sistemas agrícolas, se expresa de acuerdo con una serie de factores bióticos, como la competencia con otros microorganismos, la composición biológica del suelo, el reconocimiento





planta-microorganismo y viceversa. Igualmente, factores abióticos, como la climatología, las características físicas y químicas del suelo, que influyen directamente en el tipo de interacción de estos organismos y la expresión de los efectos benéficos nutrimentales, determinantes en el desarrollo de las especies vegetales.

La interacción de microorganismos rizosféricos, como los hongos formadores de micorrizas, hongos del género *Trichoderma*, usualmente catalogados como agentes de control biológico y microorganismos promotores del crecimiento vegetal, dependen de este tipo de factores para expresar sus potenciales efectos benéficos; sin embargo, las interacciones entre los microorganismos son complejas y se pueden presentar efectos sinérgicos que potencialicen los beneficios para la planta o, por el contrario, efectos antagónicos o, simplemente, que no ocurra ningún efecto.

Es difícil predecir el resultado de las interacciones entre plantas y microorganismos benéficos del suelo y, más aún, entre las especies de microorganismos; no obstante, las comunidades microbianas asociadas con el sistema de raíces, se considera que desempeñan un papel clave en el desarrollo de prácticas agrícolas sostenibles.

Estos microorganismos beneficiosos que se encuentran en el suelo son bacterias, actinomicetos, hongos, algas y protozoarios. Un suelo fértil es aquel que contiene una reserva adecuada de elementos nutritivos disponibles para la planta, o una población microbiana que libere nutrientes que permitan un buen desarrollo vegetal.

La cantidad de microorganismos que se encuentran en suelo depende de muchos factores como son: la temporada, el tipo de suelo, la vegetación, el contenido de humedad, el tipo de labranza y fertilización. Si hablamos del hábitat específico de las bacterias, algunas se pueden encontrar adheridas a la superficie de las partículas de suelo como agregados o interactuando específicamente con las raíces de las plantas; sin embargo, la concentración de bacterias por gramo de





suelo que se halla alrededor de las raíces de las plantas en la llamada rizósfera es mucho mayor que en el resto del suelo.

El componente microbiano del suelo es importante para la salud de los ecosistemas. Los procesos agrícolas, así como el manejo de los recursos vegetales inciden sobre este componente afectando tanto a su biodiversidad como a la densidad de las poblaciones microbianas implicadas; los resultados a mediano y largo plazo pueden ser la pérdida de fertilidad de los suelos. Por todo ello, este trabajo tiene por objeto conocer las unidades formadoras de colonia de hongos, actinos y bacillos termofílicos en las muestras de suelo.

Los organismos de la mesofauna interactúan en el suelo influyendo profundamente, en especial a lo que respecta a la movilización de nutrientes y el mejoramiento de la estructura, también mejoran la física del suelo revolviéndolo y cavándolo.

Existe una relación específica entre los animales de un cierto suelo y sus condiciones edafoclimáticas. A medida que el suelo empeora en sus condiciones físicas y químicas disminuye la relación entre ácaros y colémbolos (Primavesi, 1984), los componentes más diversos de la comunidad de artrópodos del suelo y de los ecosistemas terrestres, (Stanton, 1979) los cuales normalmente constituyen hasta el 95% del número total de microartrópodos en las praderas (Seastedt, 1984) y están implicados en la descomposición de la materia orgánica, la regulación de la actividad microbiana y en los ciclos de nutrientes para el intercambio de materia y energía (Lavelle *et al.*, 2006).

Los mesoinvertebrados del suelo se incluyen cada vez con mayor frecuencia en monitoreo y evaluaciones ambientales, como indicadores confiables de cambio ecológico, debido a su abundancia, diversidad, facilidad de recolección, respuesta rápida a perturbaciones del medio ambiente y a su papel funcional (Peredo *et al.*, 2012).





Todas las especies de plantas, animales y microorganismos existentes que interactúan en un ecosistema desempeñan un papel preponderante no solo en la génesis y evolución de estos, sino en el resultado de las acciones tendientes a la transformación, reciclaje de nutrientes y conservación de los recursos (Gliessman, 2000; Begon *et al.*, 2006).

6.2. MATERIALES Y MÉTODOS

6.2.1. Preparación de los medios de cultivo.

Preparación de medio de cultivo para hongos

Para el cultivo de los hongos se utilizó medio PDA, agar Saboraud y rosa de bengala.

Preparación de PDA: fueron pesados 39 g del medio PDA y se adiciono 1 L de agua destilada.

Preparación de agar saboraud: fueron pesados 65 g de medio agar saboraud y se adiciono 1 L de agua destilada.

Preparación de medio de cultivo Rosa de bengala. Se pesaron 10 g de glucosa, 5 g de peptona de caseina, 1 g de K_2HPO_4 , 0,05 g de $MgSO_4 \cdot 7H_2O$, 0.033 g de rosa de bengala y 15 g de agar bacteriológico, esterilizar durante 15 min en autoclave y dejar enfriar adicionar estreptomycin concentración final de 30 $\mu g/mL$.

Preparación del medio de cultivo para actinomicetos

Preparación de medio YCED contiene por litro: 0.3 g de Extracto de levadura 0.3 g de casaaminoácidos, 0.1 g de dextrosa, 1.7 de K_2HPO_4 , 1L de H_2O destilada, 18 g de agar bacteriológico. El pH se justó a 7.2. El medio fue esterilizado a 15 min en autoclave.

6.2.2. Preparación del medio de cultivo para bacilos.





Para el cultivo de bacilos se utilizó agar nutritivo que contiene por litro: 5 g de peptona de caseína, 3.0 g de extracto de carne, 18 g de agar bacteriológico, fue ajustado a pH a 7.0.

Conteo de unidades formadoras de colonia de las muestras de suelo. Para el conteo de microorganismo de suelo fue preparado buffer de fosfatos al 0.1

6.2.3. Solución de buffer de fosfatos 0.1 M

Se pesaron 17.41 g de K_2HPO_4 en un 1L de agua destilada.

Se pesaron 13.60 g de KH_2PO_4 en un 1 L de agua destilada.

Las soluciones de buffer de fosfatos se mezclaron hasta ajustar a pH 7.2.

Fueron pesados 25 g de suelo de una de las muestras y se agregaron en 125 mL de la solución de buffer de fosfatos después se colocó en agitación a 150rpm durante 30 min por 1h a 30°C.

Después se hicieron diluciones decimales 10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5} , 10^{-6} , 10^{-7} , previamente se prepararon un tubo de 90 mL de solución salina y tubos de con 9 mL de solución salina estéril para hacer las diluciones.

Para el conteo de hongos, se tomó 1 mL de la dilución 10^{-1} , 10^{-3} , 10^{-5} para inocular cada placa con medio PDA, agar saboraud y rosa de bengala y se homogenizo con una haza de acero inoxidable estéril, se dejó secar en la campana de flujo laminar. Una vez seca la placa se incubó a 25°C durante 5 días.

En el caso del conteo de actinomicetos se tomó 1 mL de la dilución 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5} para inocular cada placa con medio YCED y se homogenizo con un haza de acero inoxidable estéril, se dejó secar en la campana de flujo laminar. Una vez seca la placa se incubó a 28°C durante 5 días.

6.2.4. Cultivo de bacilos.

Para el cultivo de bacillos termoturicos, se peso 1 g de suelo de la muestra y se adiciono a un medio de cultivo nutritivo, se homogenizó perfectamente la muestra, cada tubo se le dio choque térmico, los tubos fue colocados en baño maría a una





temperatura de 75°C durante 15 min y se dejó en incubación durante 3 días a 45°C.

6.2.5. Preparación del medio nutritivo en líquido.

El medio nutritivo en líquido contiene por litro: 0.1 g de FeSO₄, 0.5 g de K₂HPO₄, 0.1 g de MgSO₄, 10 g de glucosa, 2.0 g de extracto de levadura, 1.0 g de peptona de caseína, 0.1 g de ZnSO₄, el pH se ajustó a 7. El medio de cultivo nutritivo líquido fue agregado a tubos de vidrio, en cada tubo se adicionaron 9 mL el medio. Los tubos se esterizaron durante 15 min en autoclave.

Después del tiempo de incubación, a cada tubo inoculado se realizaron diluciones decimales 10⁻¹, 10⁻², 10⁻³, 10⁻⁴, 10⁻⁵, 10⁻⁶, 10⁻⁷, previamente se prepararon un tubo con de 9 mL de solución salina.

Para el conteo de bacilos se tomó 1 mL de la dilución 10⁵, 10⁶, 10⁷ para inocular cada placa con medio agar nutritivo y se homogenizó con un haza de acero inoxidable estéril, se dejó secar en la campana de flujo laminar. Una vez seca la placa se incubó a 45°C durante 24 h.





6.2. RESULTADOS

6.3.1. Cuenta total de hongos en muestras de suelos

Para el conteo total de hongos se utilizó agar PDA, Agar saboraud y rosa de bengala (Gráfica1).

En las gráficas 11, 12 y 13 y se presentan los resultados de la cuantificación hongos de 150 muestras de suelos y 4 muestras de suelos como controles, control positivo suelo de Flor del Bosque, control negativo suelo de Cuitláhuac, de referencia suelo de maíz de Canoa y sustrato forestal. Se determinó la concentración de las unidades formadoras de colonias (ufc/g) para hongos en las muestras se encuentran en un rango de 1.5×10^{-1} – 4.6×10^{-4} ufc/g de suelo.

De las 150 muestras analizadas, las muestras que tiene mayor número de unidades formadoras de colonia de hongos se encuentra la muestra 24, 47, 83, 113 y 119 en un rango de 4.4×10^{-4} , y las muestras con menor cantidad de ufc/ g de suelo son 11, 22 y 138 con 1.2×10^{-1}

Para el conteo total de hongos fueron utilizados 3 medios PDA, Agar Saboraud y Rosa de bengala.

El agar de papa y dextrosa es el medio más utilizado para el crecimiento de hongos y levaduras que atacan a las plantas vivas o materia vegetal muerta en descomposición. Este medio es adecuado para la detección y conteo de hongos.

El agar Sabouraud es un medio de cultivo que por sus características funciona como medio de enriquecimiento para hongos. Es utilizado para el cultivo de hongos, especialmente dermatofitos. El medio Rosa de Bengala es un medio para el aislamiento de hongos porque reduce la extensión de las colonias sin afectar la germinación de las esporas, el antibiótico adicionado al medio inhibe el crecimiento de la mayoría de las bacterias. La peptona que contiene este medio



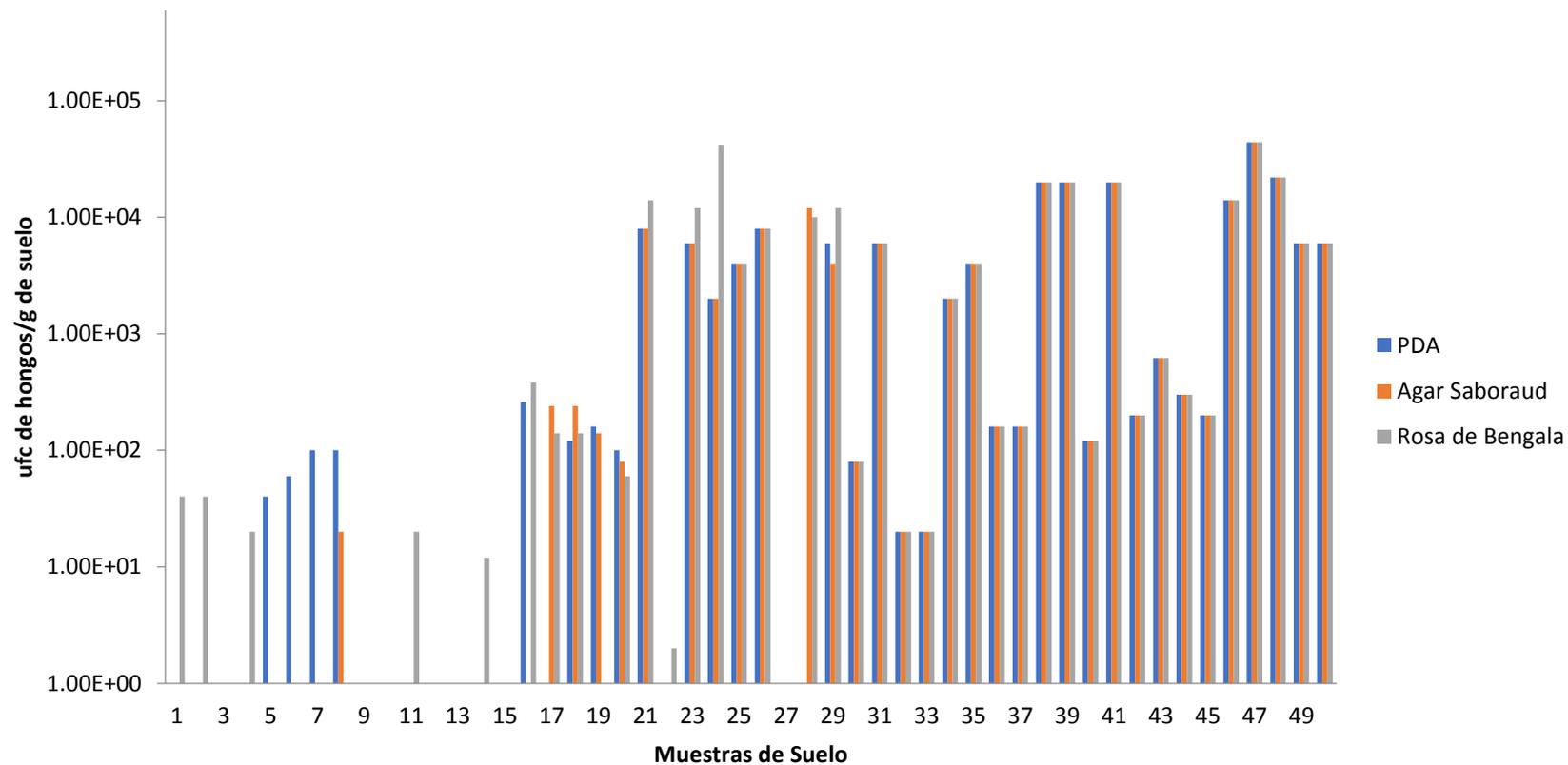


proporciona la fuente nitrógeno, vitaminas, minerales y aminoácidos, la dextrosa es el carbohidrato fermentable como fuente de carbono y energía. En las muestras de suelo analizadas se obtuvo un mejor conteo de hongos en el medio agar rosa de bengala, ya que proporciona un mayor aporte nutricional para el cultivo de los hongos de muestras de suelos.

Los hongos aportan más del 50% de la biomasa en el suelo, en principio por el diámetro de sus filamentos y extensa red que generan el lecho en descomposición en los estratos orgánicos de suelos boscosos o selváticos en general, son los principales agentes de la mineralización de materia orgánica en ambientes ácidos, los hongos filamentosos establecen una red de micelio constituida por cadenas de hifas independientes.

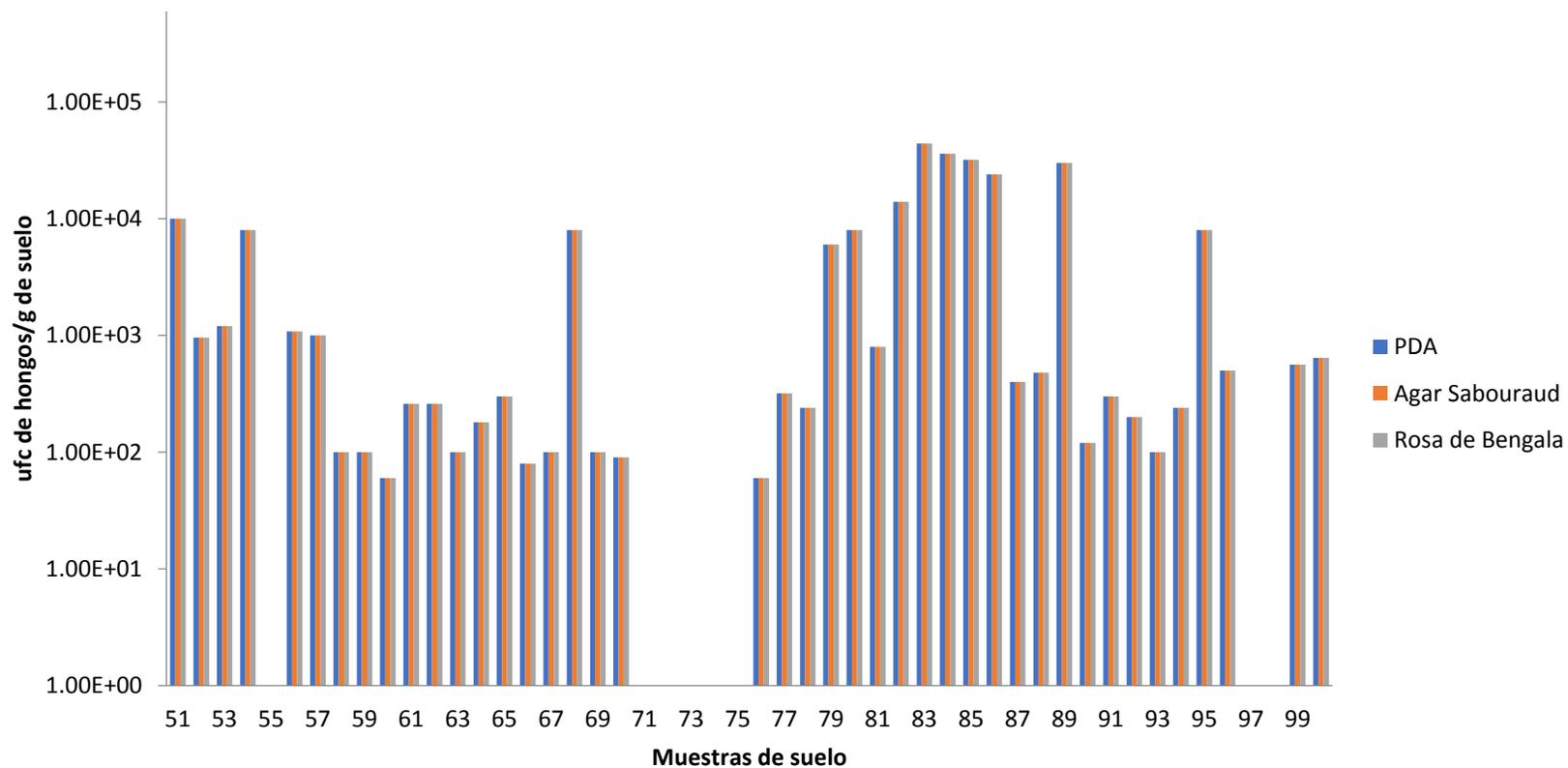
En la naturaleza las conidias o esporas asexuales son abundantes, se diseminan con facilidad en cualquier ambiente adheridas a microscópicas arcillas, restos de materia orgánica, polen, insectos voladores, etc. Las esporas sexuales no son comunes.





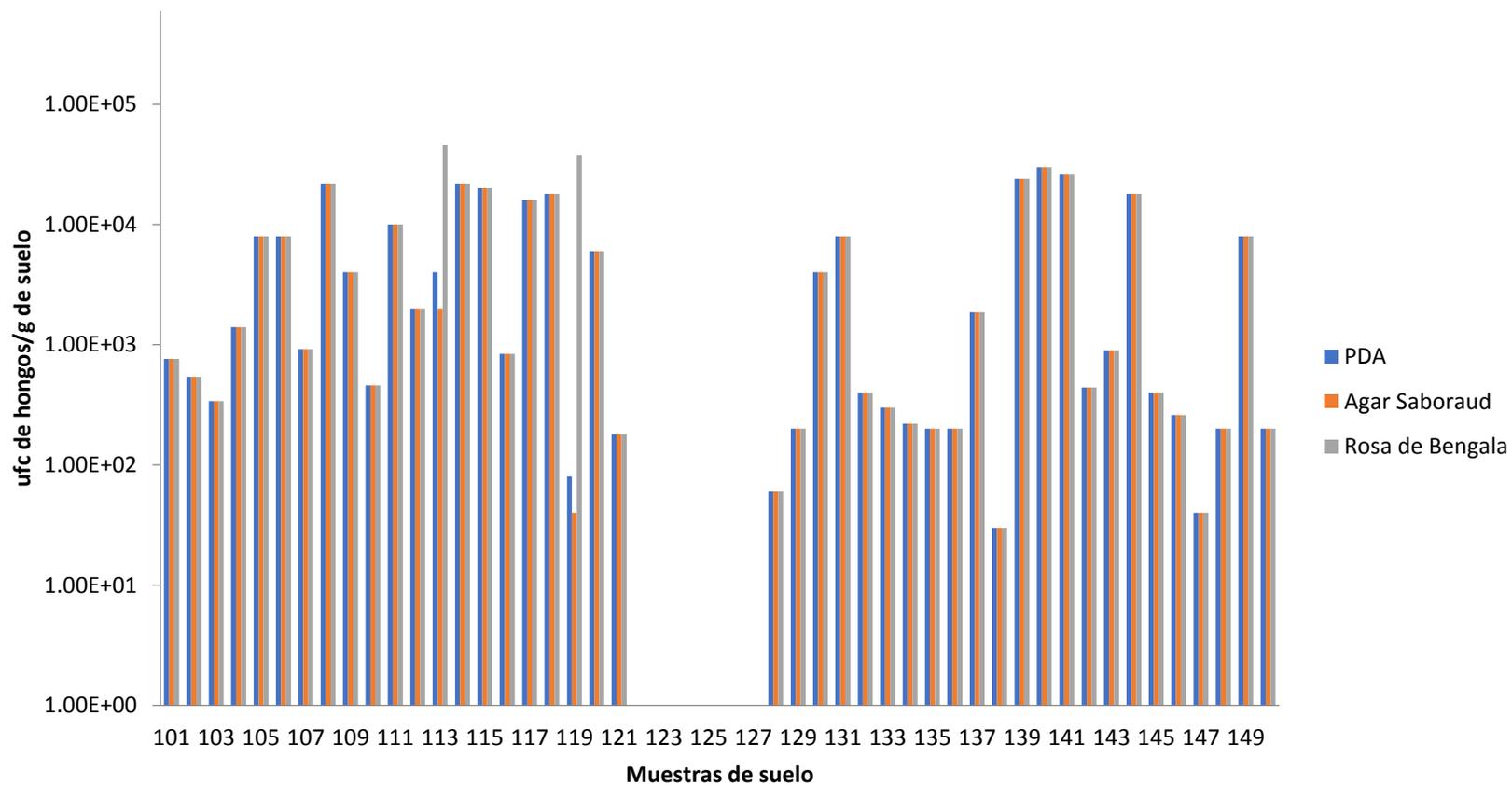
Gráfica 11. Cuenta total de hongos por gramo de suelo de la muestra 1 a la 50. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación.





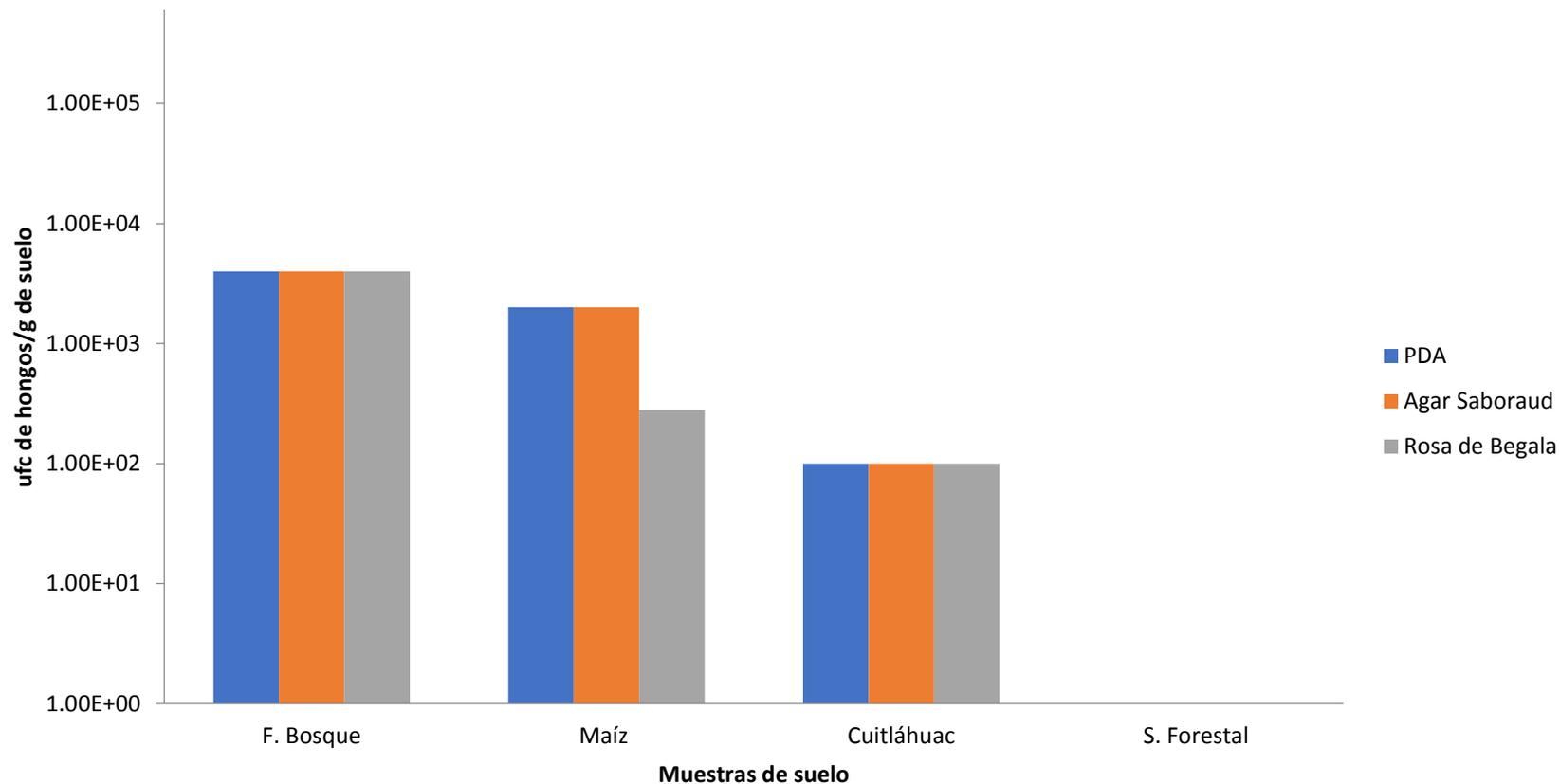
Gráfica 11b. Cuenta total de hongos por gramo de suelo de la muestra 51 a la 100. *Fuente:* elaborada con datos de la investigación





Gráfica 12. Cuenta total de hongos por gramo de suelo de la muestra 101 a la 150. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación.





Gráfica 13. Cuenta total de hongos por gramo de suelo de la muestra, Flor del bosque, suelo de maíz de Canoa, suelo de Cuitláhuac y sustrato forestal. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación.





En la gráfica 13, se muestra cuatro muestras de suelo Flor del bosque, Suelo de cultivo de maíz, suelo de Cuitláhuac y un sustrato forestal, se utilizó el suelo de Flor del bosque como control positivo, en donde se encontró un conteo total de ufc/g de hongos en una concentración de 4.4×10^{-4} . La composición de las especies arbóreas determina la naturaleza de los restos vegetales que deben ser reciclados por el suelo, la caída de los árboles y hojarasca cubre el piso forestal y este desempeña un importante rol.

En los ambientes boscosos, los suelos desarrollan una mayor capacidad de infiltrar y almacenar agua. La cobertura boscosa, en primer lugar, aporta protección al suelo en cuanto al impacto de la lluvia, pues disminuye la cantidad y energía del agua que llega al suelo. Pero al mismo tiempo, aporta biomasa y condiciones ambientales (humedad, temperatura) para el desarrollo de una biodiversidad del suelo que favorece a procesos de mantenimiento y mejoramiento del suelo (estabilidad de la estructura, porosidad, aireación).

El análisis del suelo de cultivo de maíz se obtuvo una concentración de ufc/g de hongos en un rango de 2×10^{-2} – 2×10^{-3} . La característica del suelo de cultivo de maíz, que es un suelo de cultivo con una textura más fina, cuando un grupo de partículas funciona como una sola, aumenta la porosidad y mejora la permeabilidad del agua.

El suelo de Cuitláhuac se utilizó como control negativo, es un suelo pobre de nutrientes, en donde se obtuvo una concentración de ufc de hongos de 1×10^{-2} .

En el sustrato forestal no se obtuvieron colonias de hongos.

6.3.2. Cuenta total de actinomicetos en muestras de suelos

Los actinomicetos son los microorganismos de suelo que desempeñan un papel importante dentro de la dinámica del suelo, son abundantes en la rizósfera; entre sus actividades fundamentales es la descomposición de la materia orgánica.





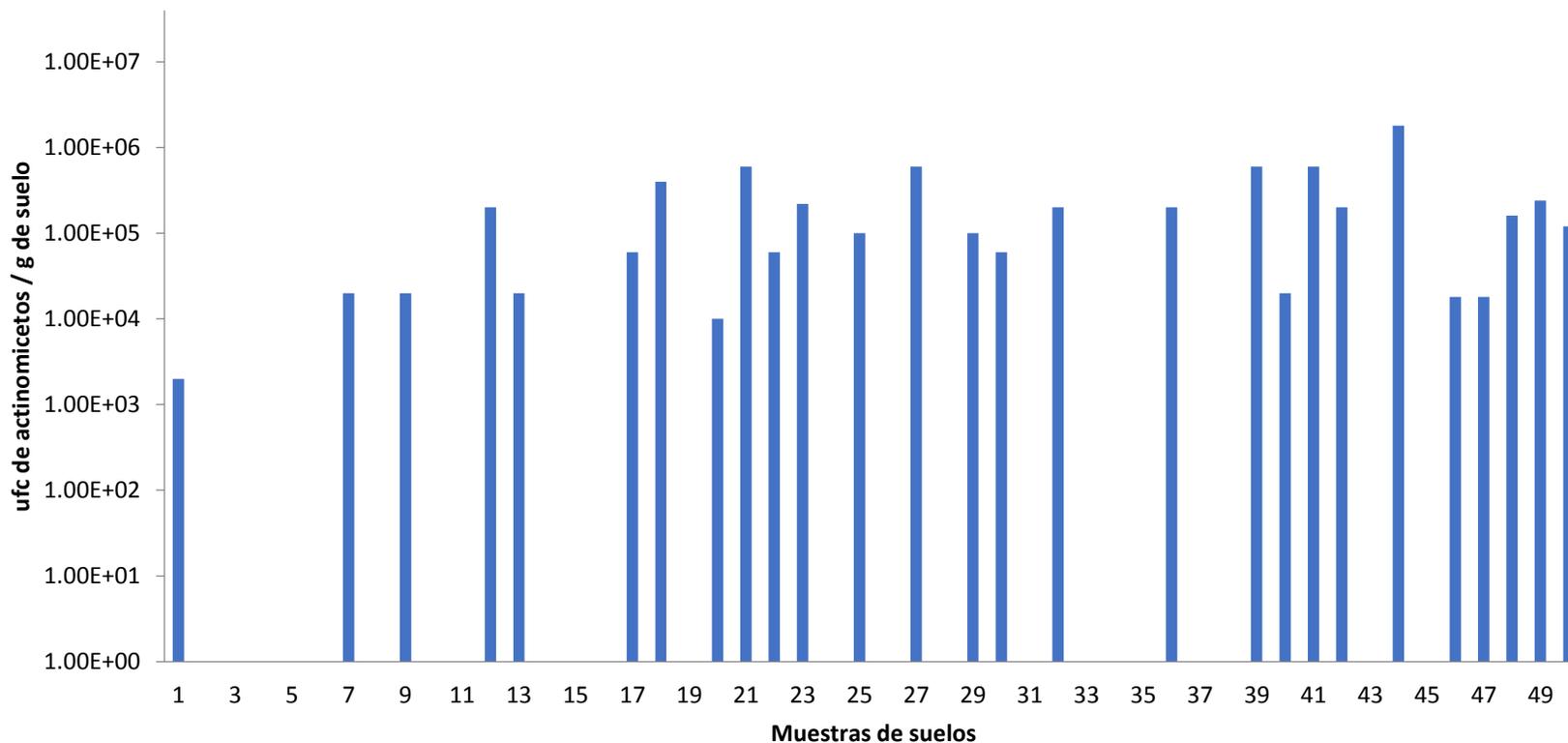
Se determinó el conteo de ufc de actinomicetos de 150 muestras de suelo y 4 muestras de referencia. Gráfica 17

En las gráficas 14, 15 y 16, se muestran los resultados del conteo total de unidades formadoras de colonias (ufc/g) de actinomicetos. El análisis demostró que los actinomicetos se encuentran en un rango de 2×10^{-2} – 8.8×10^{-7} ufc/g de suelo.

Los actinomicetos son importantes porque sintetizan metabolitos que inhiben el crecimiento de bacterias levaduras y hongos. La cantidad de actinomicetos que producen antibióticos depende del tipo de suelo. Como en el caso de *Streptomyces* que libera enzimas extracelulares que atacan bacterias, tales enzimas son consideradas claves del equilibrio microbiológico del suelo.

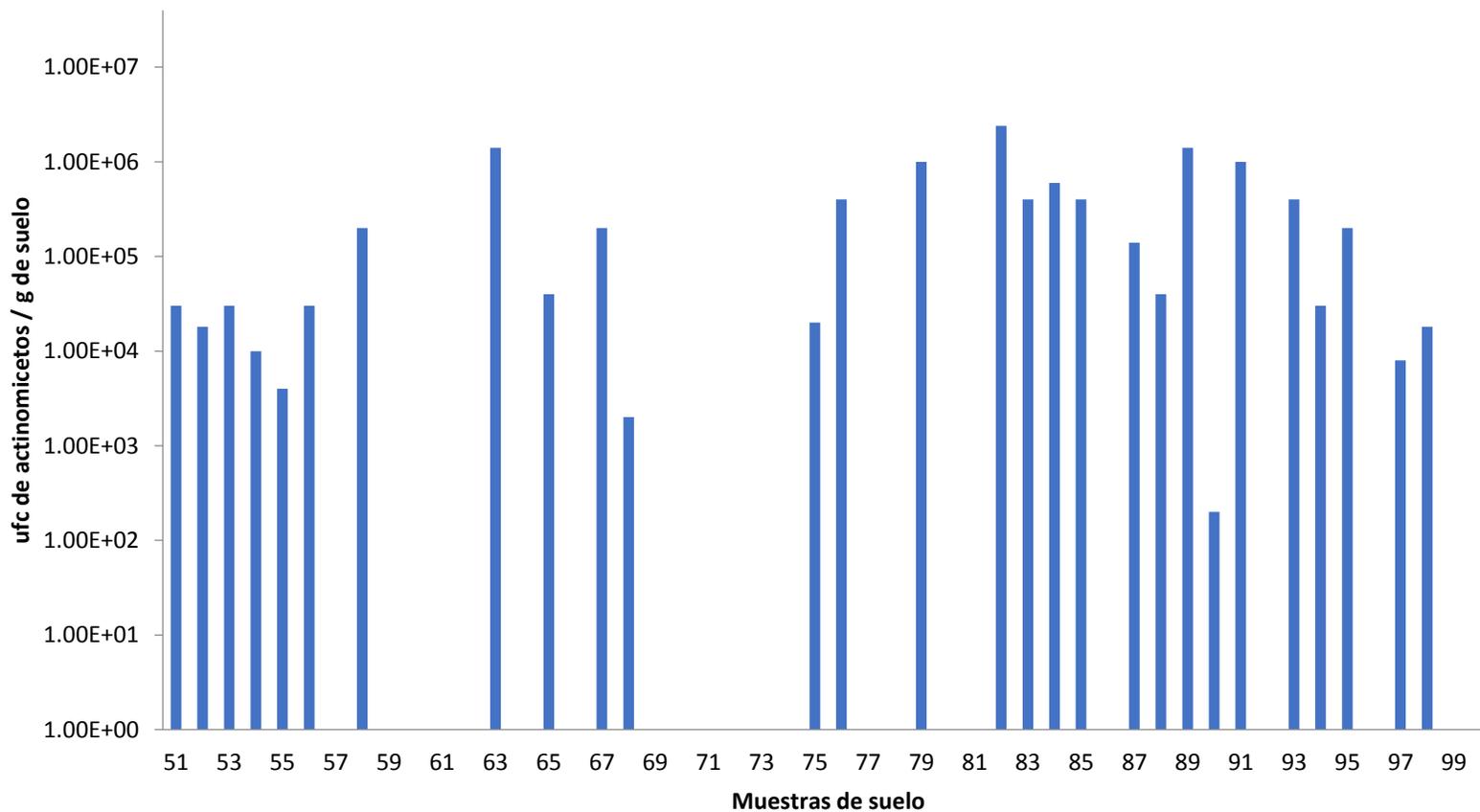
Se encontró que los microorganismos en general prefieren un pH cercano a la neutralidad, en un rango de 6 a 7, debido a que la disponibilidad de los nutrientes en el suelo. Principalmente los actinomicetos prefieren condiciones en la neutralidad y no toleran muy bien las condiciones acidas.





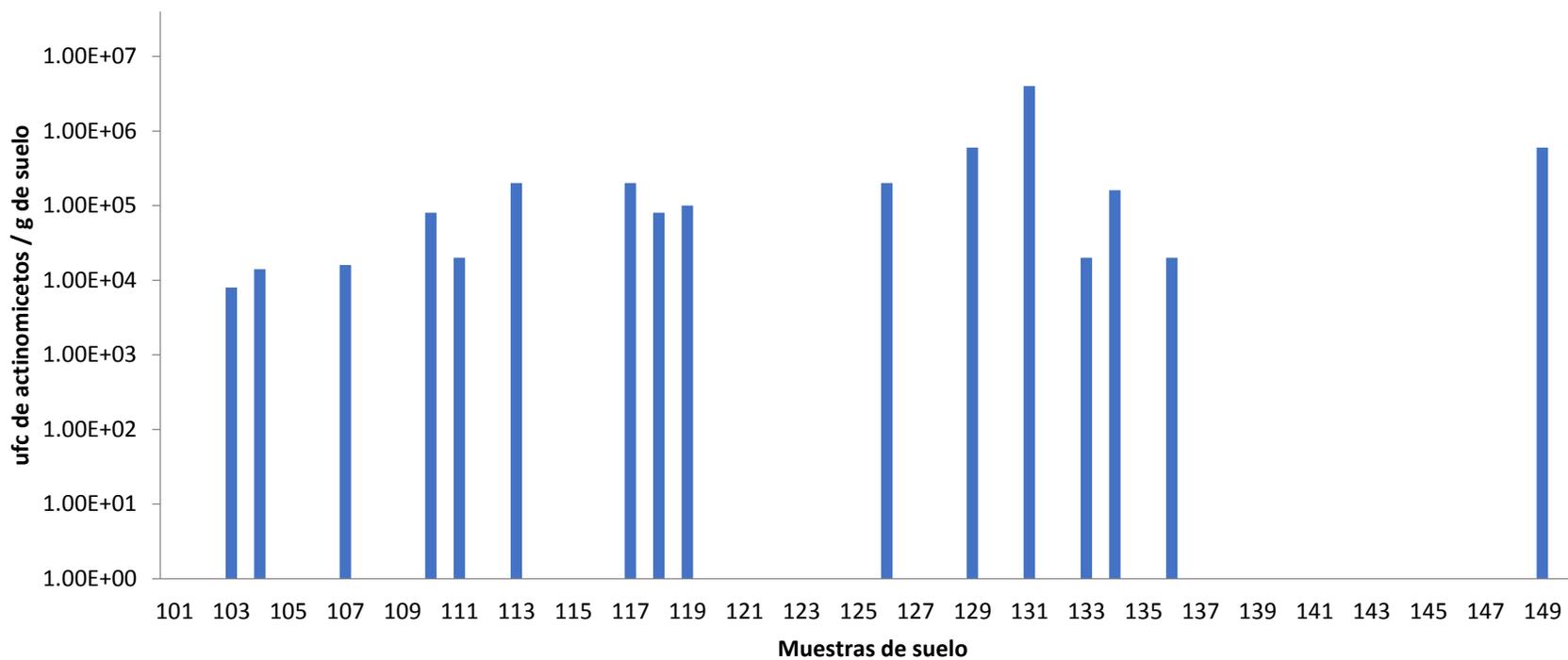
Gráfica 12. Cuenta total de actinomicetos por gramo de suelo de la muestra 1 a la 50. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación.





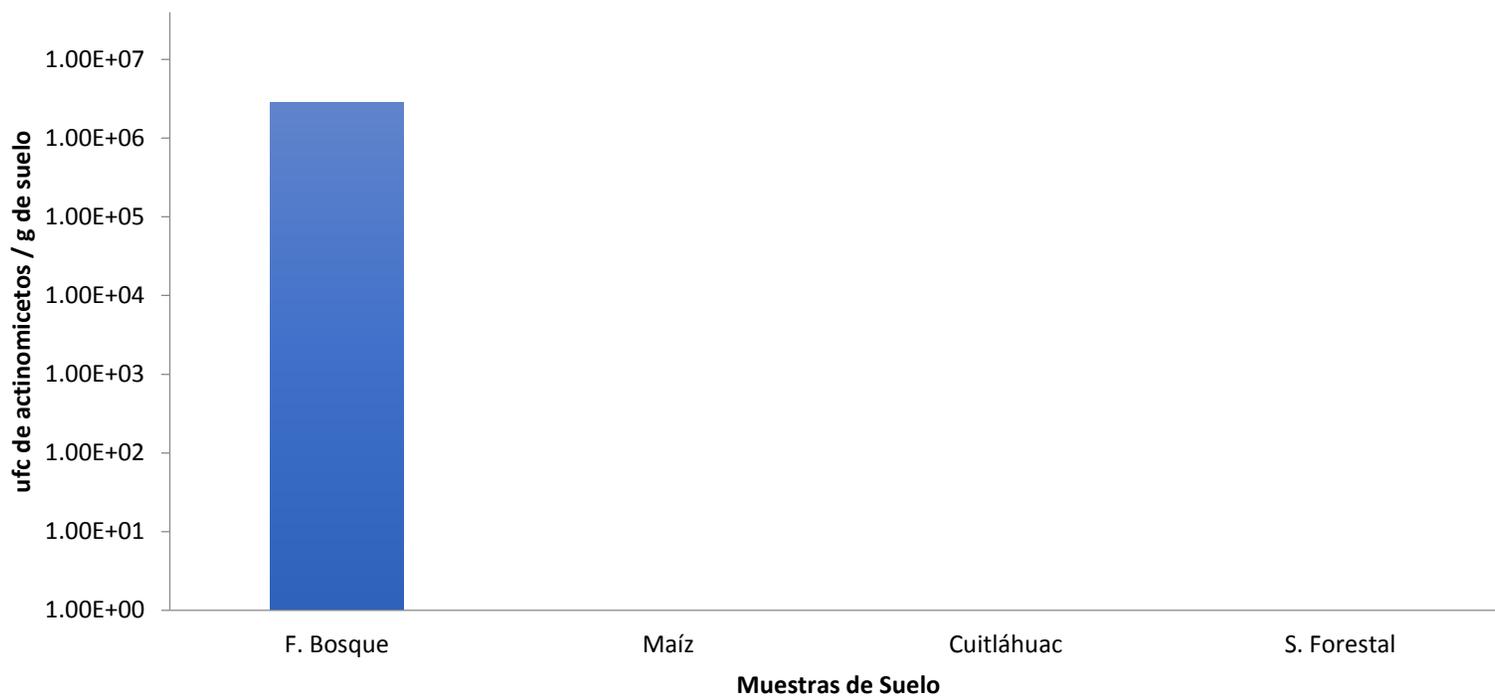
Gráfica 13. Cuenta total de actinomicetos por gramo de suelo de la muestra 51 a la 100. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación.





Gráfica 14. Cuenta total de actinomicetos por gramo de suelo de la muestra 101 a la 150. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación





Gráfica 15. Cuenta total de actinomicetos por gramo de suelo de la muestra de Flor del bosque, suelo de maíz de Canoa, suelo de Cuitláhuac y sustrato forestal.

Fuente: elaborada con datos de la investigación.





En las gráficas 14, 15 y 16, se muestran las ufc de actinomicetos. se encontró mayor abundancia de actinomicetos en las muestras 131,151, 82, 63 y 44 con una concentración de 4×10^{-6} ,

En la gráfica 17, las muestras de suelo que se utilizaron como control positivo y negativo, el suelo de Flor del bosque (control positivo) se obtuvo una concentración total 2.8×10^{-6} ufc de actinomicetos por gramo de suelo. En suelo de cultivo de maíz, suelo de Cuitláhuac y sustrato forestal, no se encontraron ufc de actinomicetos.

Los actinomicetos representan un grupo ubicuo de microorganismos ampliamente distribuido en ecosistemas naturales y tienen gran importancia en la participación de la degradación de materia orgánica, además de ciertas propiedades fisiológicas que los hacen particulares.

En un principio los actinomicetos se incluyeron entre los hongos porque su morfología y desarrollo presentaban gran similitud, dotados de un micelio verdadero; debido a esto se les denominó “hongos radiados”. Sin embargo, hoy en día, y dado su carácter procariótico, se clasifican como bacterias.

Dentro de sus características particulares presentan un olor típico a suelo húmedo por la producción de un metabolito llamado geosmina, adicionalmente presentan una actividad metabólica alta, producen terpenoides, pigmentos y enzimas extracelulares con las que son capaces de degradar la materia orgánica de origen vegetal y animal. Como la gran mayoría de bacterias que son abundantes en suelo, presentan un importante papel ecológico en el mismo. Su número varía en gran proporción según el caso, pero es común encontrarlos en suelos fértiles con concentraciones de 10^6 ufc/g de suelo seco. Por lo general se aíslan cepas de actinomicetos en la superficie del suelo y en profundidades entre 2 y 15 cm, más allá de esta profundidad disminuye la cantidad de éstos. El tamaño





de la comunidad depende del tipo del suelo, particularmente de algunas de las características físicas, del contenido de materia orgánica y del pH del medio ambiente.

6.2.3. Cuenta total de bacilos en muestras de suelos.

Un grupo importante dentro de la dinámica del suelo son los bacilos. En este análisis se determinó el conteo total de los bacilos termoturicos en muestras de suelo de 150 muestras y 4 muestras de referencia.

En las gráficas 18, 19 y 20, se presentan los resultados de la cuantificación bacilos de las muestras de suelo. La concentración de ufc/g para bacilos termoturicos se encuentra en un rango de 1.0×10^{-1} – 4.5×10^{-9} ufc/g de suelo. Las muestras que tuvieron mayor abundancia de bacilos son las muestras 107, 123 y 130 se encontró en concentración de 1.6×10^{-9} a 4.5×10^{-9} .

La gráfica 21 muestra los resultados de las muestras de suelo control, donde en la muestra de suelo de maíz no se encontró la presencia de *Bacillus*. La presencia de esporas bacterianas puede sobrevivir en tratamientos térmicos. Estas bacterias formadoras de esporas son capaces de sobrevivir a diferentes tipos de estrés y luego germinar, soportan distintos valores de pH, temperatura.

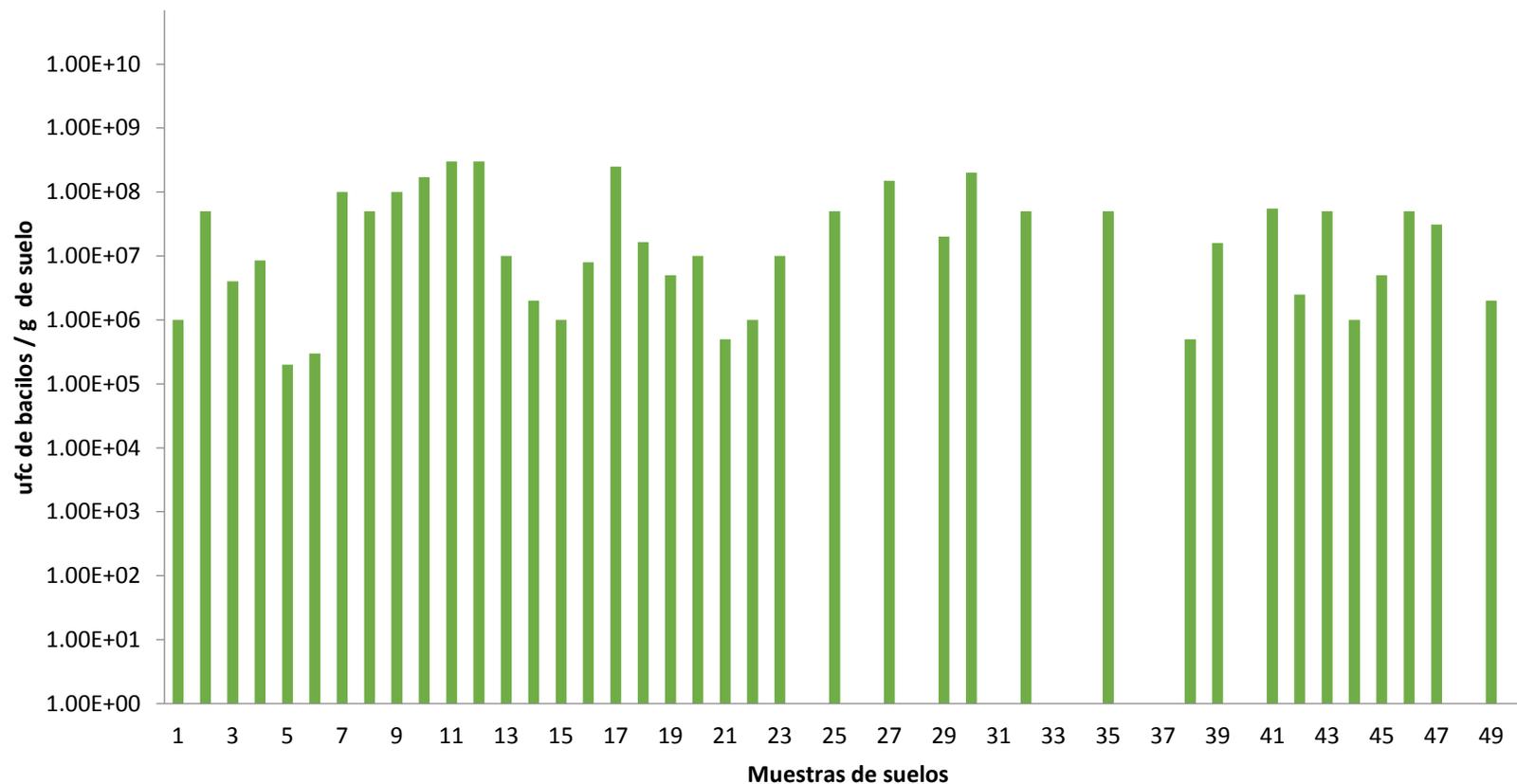
Los *Bacillus subtilis* actúan como promotores del crecimiento de la planta. Son capaces de propagarse por la rizosfera que es el entorno en el que influyen las raíces de la planta. Este entorno es muy competitivo debido a que hay un amplio rango de compuestos ricos en nutrientes que se desprenden de las células de las raíces y de los tejidos, mucilagos, y exudados solubles procedentes de las raíces.





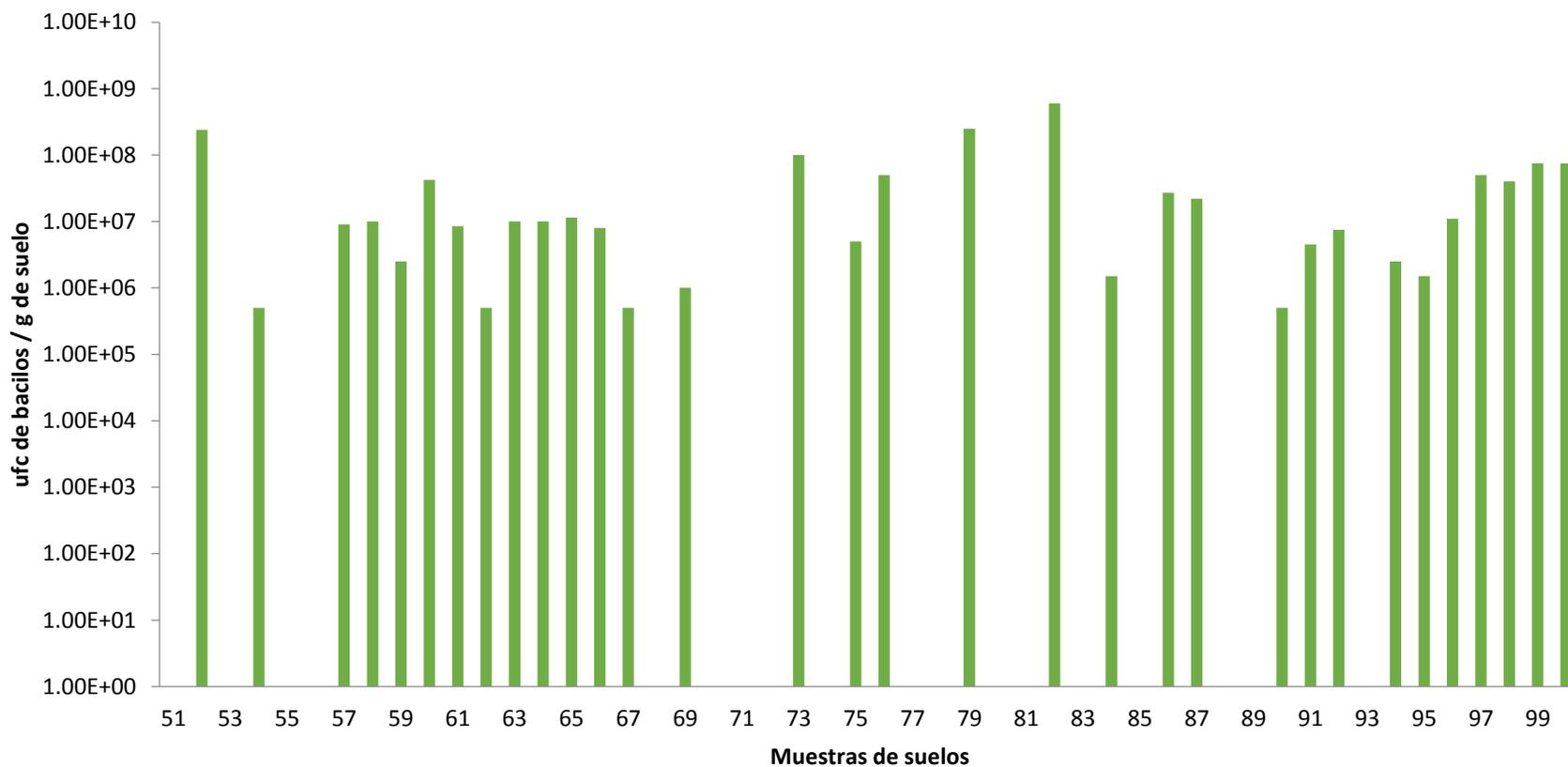
MICRO-DIVERSA
biological platforms and biodiversity





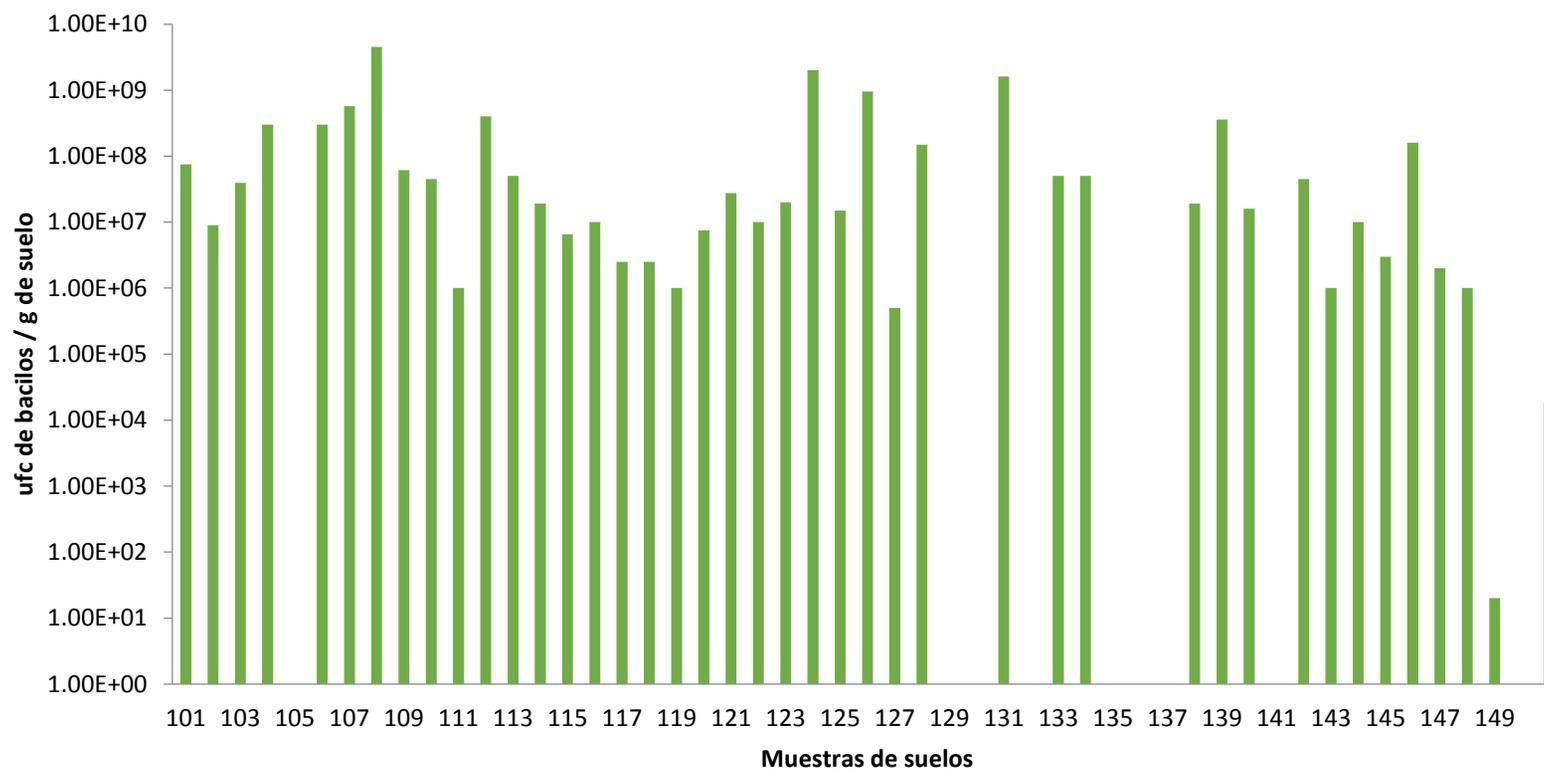
Gráfica 16. Cuenta total de bacilos termofílicos por gramo de suelo de la muestra 1 a la 50. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación





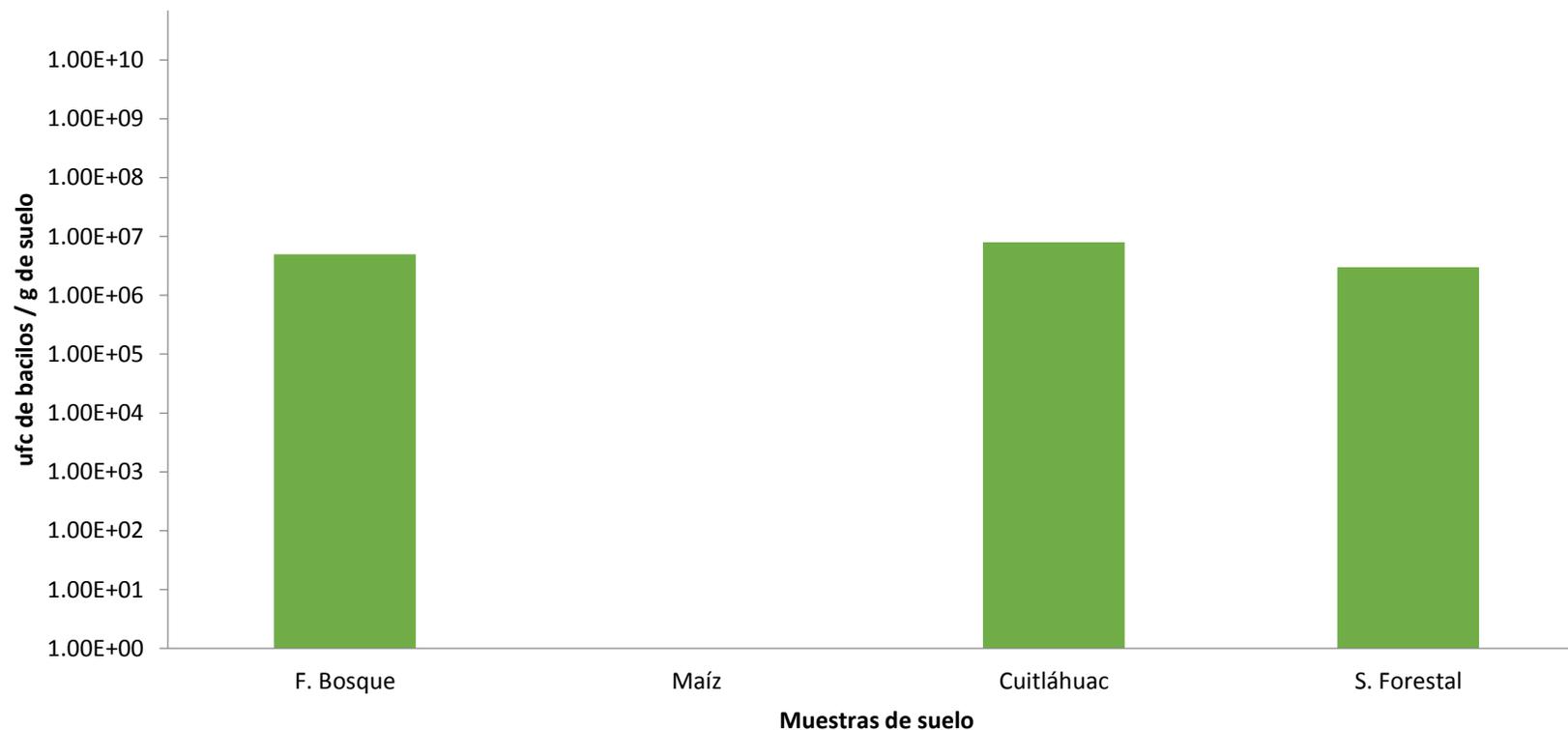
Gráfica 17. Cuenta total de bacilos termoduricos por gramo de suelo de la muestra 51 a la 100. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación





Gráfica 18. Cuenta total de bacilos termofílicos por gramo de suelo de la muestra 101 a la 150. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación





Gráfica 19. Cuenta total de bacillus por gramo de suelo de la muestra de Flor del bosque, suelo de maíz de Canoa, suelo de Cuitláhuac y sustrato forestal.
Fuente: elaborada con datos de la investigación.



6.2.4. Nematodos

Los nematodos del suelo son pequeños invertebrados dependientes del agua, se consideran uno de los grupos de animales más abundantes y diversos en el planeta. Debido a su gran capacidad de adaptación, los nematodos están presentes en cualquier lugar donde exista carbono orgánico, en todas las latitudes del planeta y desde fondo del mar hasta la cima de las montañas.

Los nematodos son conocidos como una amenaza para la salud humana, animal y de plantas; sin embargo, juegan un papel importante como agentes de ciclado de nutrientes y como reguladores de la fertilidad del suelo mediante el flujo de energía y la movilización y utilización de nutrimentos. Son responsables del 10 a 15% de la respiración de los animales del suelo; además de estos beneficios para el ecosistema, también participan en importantes servicios del agroecosistema al fungir como agentes de control biológico de plagas de insectos.

Se realizó el conteo de individuos por cada 100 g de suelo húmedo de las 150 muestras y 4 muestras diferencia.

El conteo total de nematodos se observa en las gráficas 22, 23 y 24. Los nematodos se encuentran en un rango de 100-5900 individuos por cada 100 g de suelo húmedo. Las muestras de suelo que se encontró mayor abundancia de nematodos fueron las muestras 151, 50, 72,133. En la gráfica 25 se observa los nematodos presentes en las muestras de suelo control, donde observamos que la mayor presencia de nematodos fue en la muestra de suelo referida como flor de bosque.

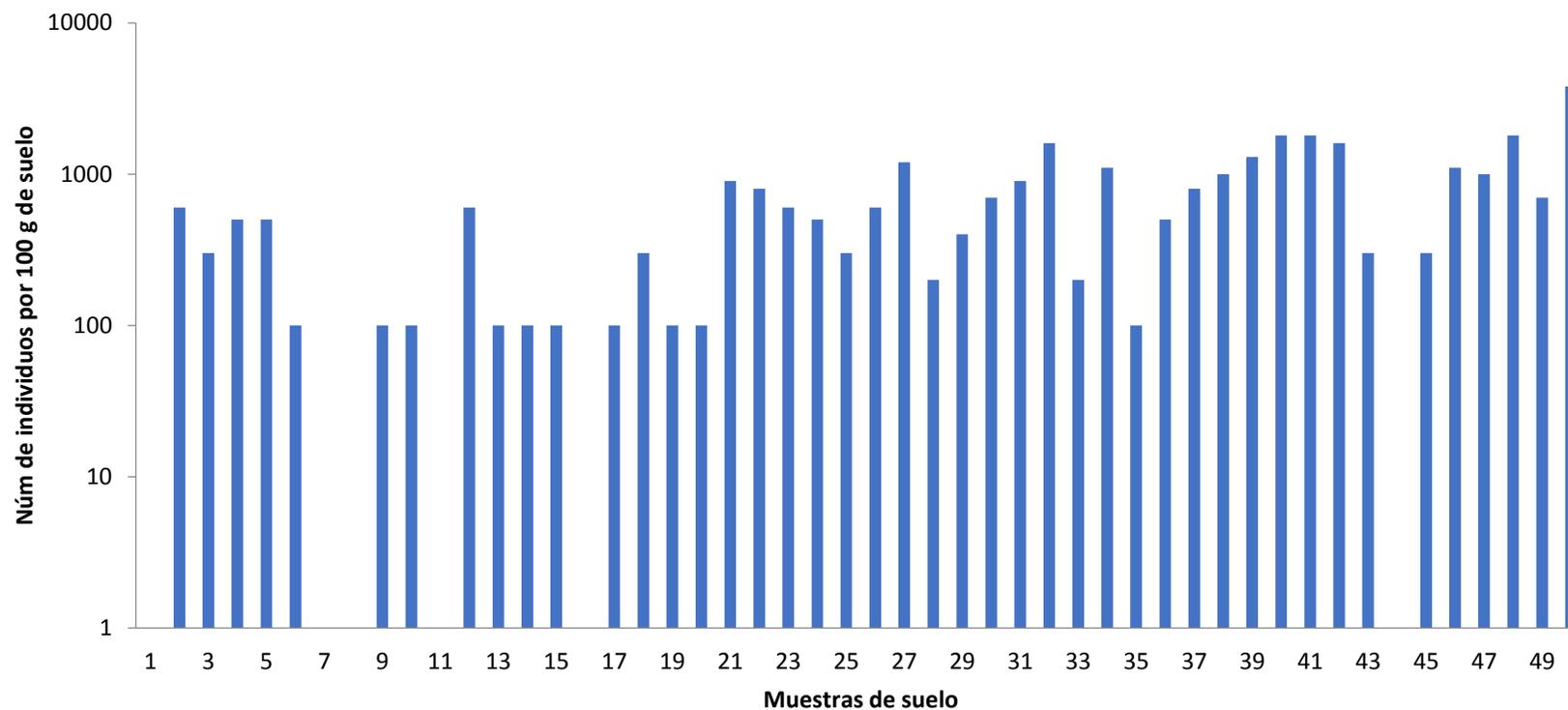




MICRO-DIVERSA
biological platforms and biodiversity

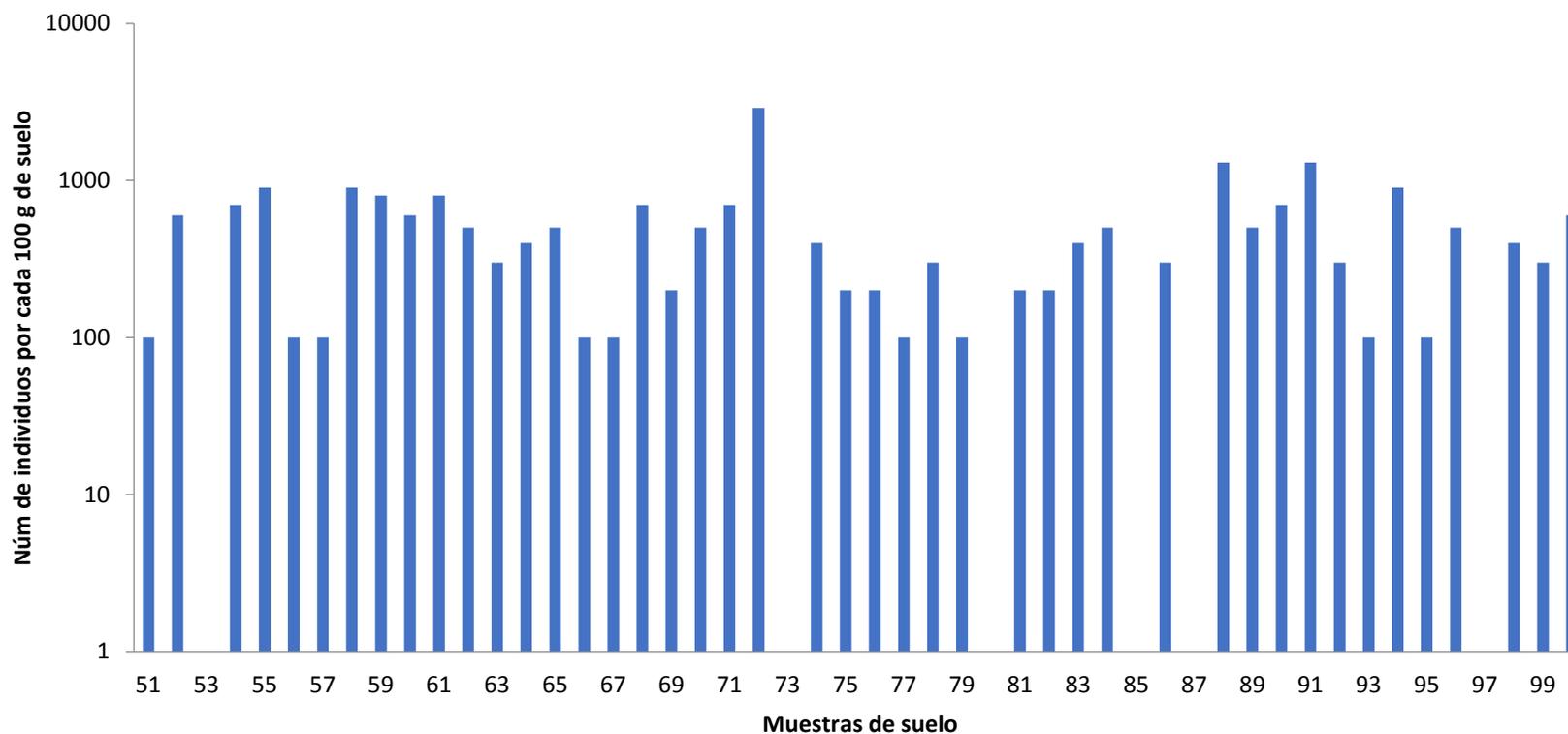
Bogotá #5, Col. América Norte, C.P. 72340, Puebla, Pue.
E-mail: microdiversa.sadecv@gmail.com
Teléfono y Fax: +52 (222) 234-2877, 235-7935, 199-5218 y 772-1405.





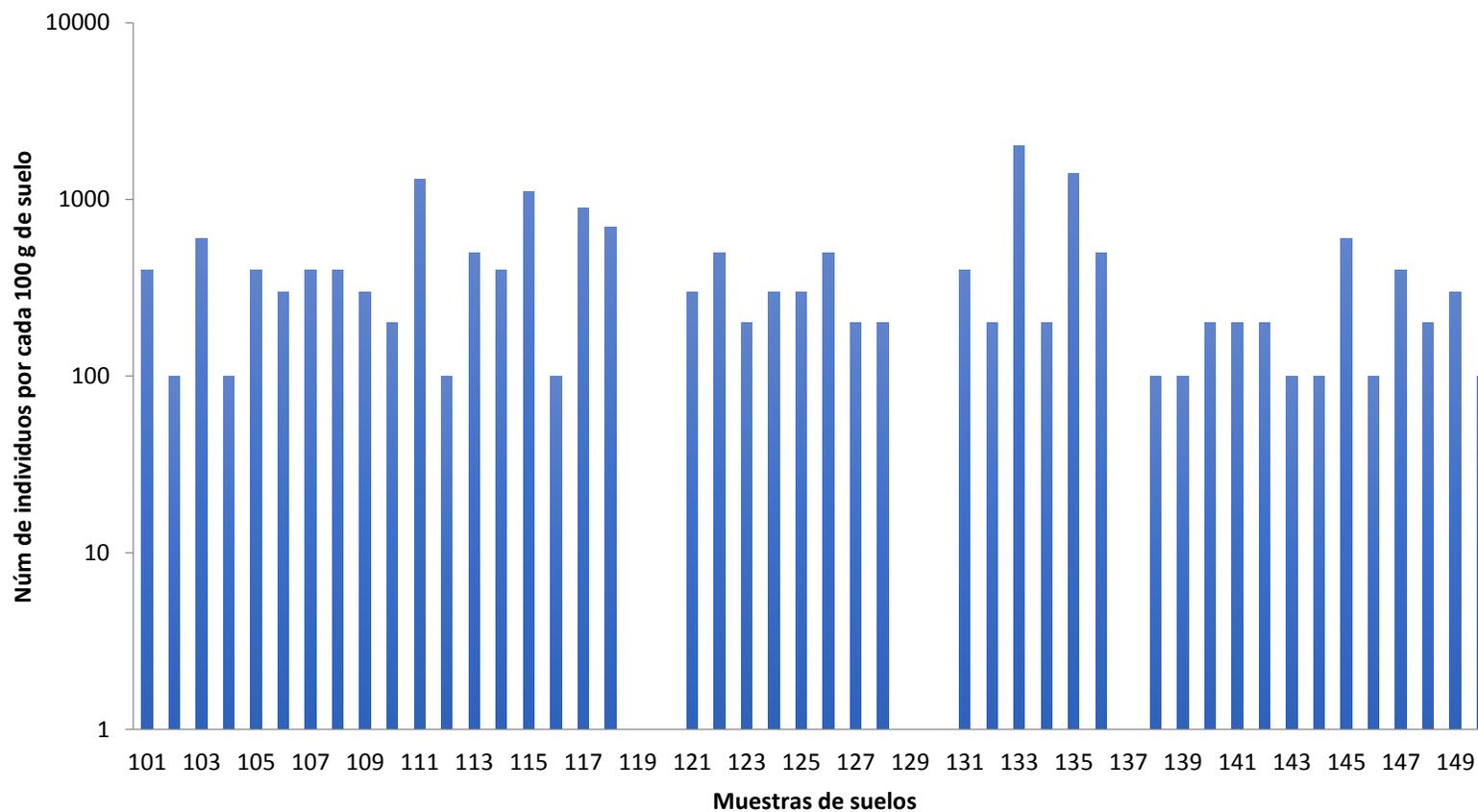
Gráfica 20. Cuenta total de nematodos por cada 100 g de suelo húmedo de la muestra 1 a la 50. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación





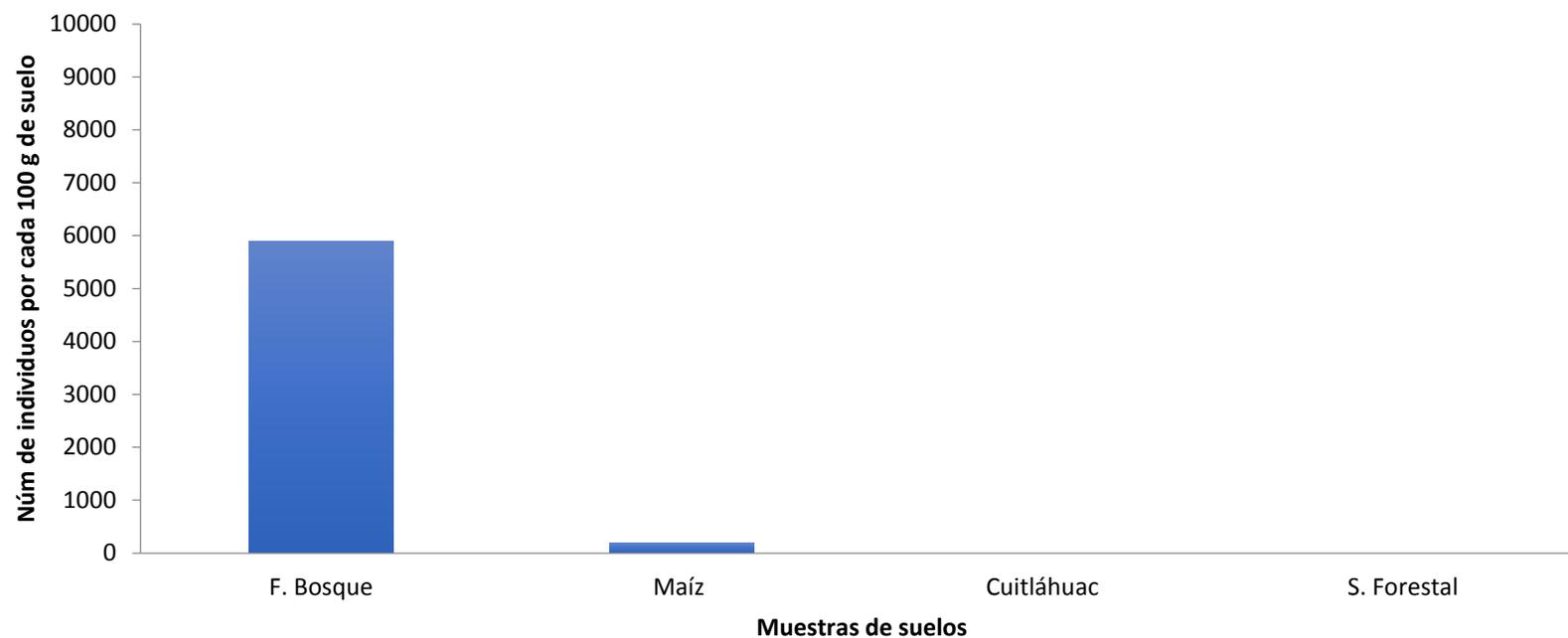
Gráfica 21. Cuenta total de nematodos por cada 100 g de suelo húmedo de la muestra 51 a la 100. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación.





Gráfica 22. Cuenta total de nematodos por cada 100 g de suelo húmedo de la muestra 101 a la 150. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación





Gráfica 23. Cuenta total de nematodos por gramo de suelo de la muestra de Flor del bosque, suelo de maíz de Canoa, suelo de Cuitláhuac y sustrato forestal.
Fuente: elaborada con datos de la investigación





En la gráfica 25 se obtuvo un mayor número de nematodos en una concentración de 5900 individuos seguido del suelo de cultivo de maíz con 200 individuos por cada 100 g de suelo, no se encontró presencia de nematodos en la muestra de suelo de Cuitláhuac y sustrato forestal.

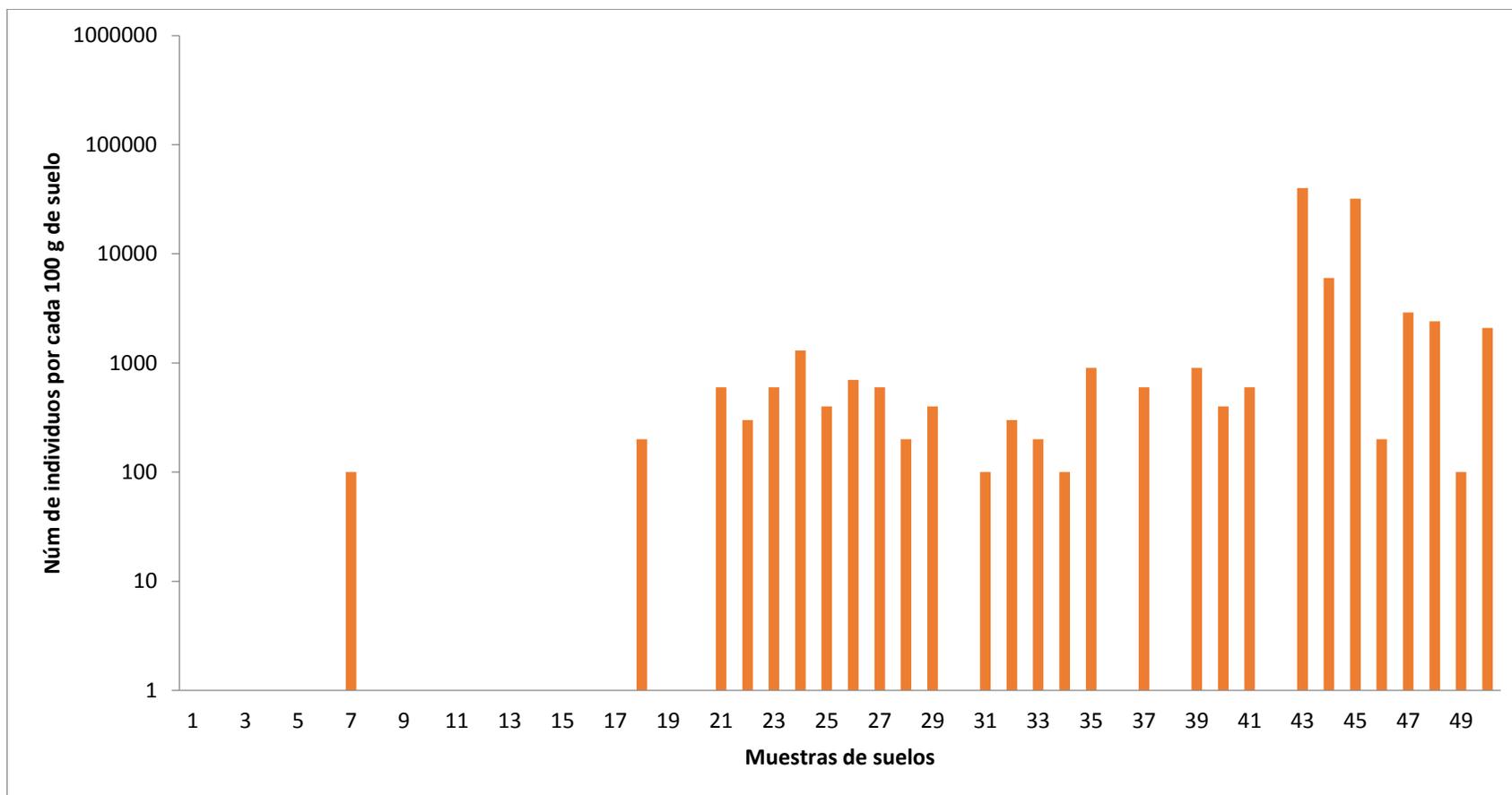
6.2.5. Protozoarios

Una de las funciones de los protozoarios es de regular las poblaciones bacterianas, también contribuyen una fuente de alimento importante para otros microorganismos del suelo, ayudan a suprimir enfermedades compitiendo con patógenos o alimentándose de estos. Se determinó el conteo total de protozoarios en las 150 muestras y 4 muestras de referencia se observan en las gráficas 26, 27 y 28.

Se encontró a los protozoarios formando colonias en un rango de 100 a 120,000 individuos por cada 100 g de suelo húmedo. Las muestras con mayor cantidad de protozoarios son las muestras 139, 135, 43 y 45.

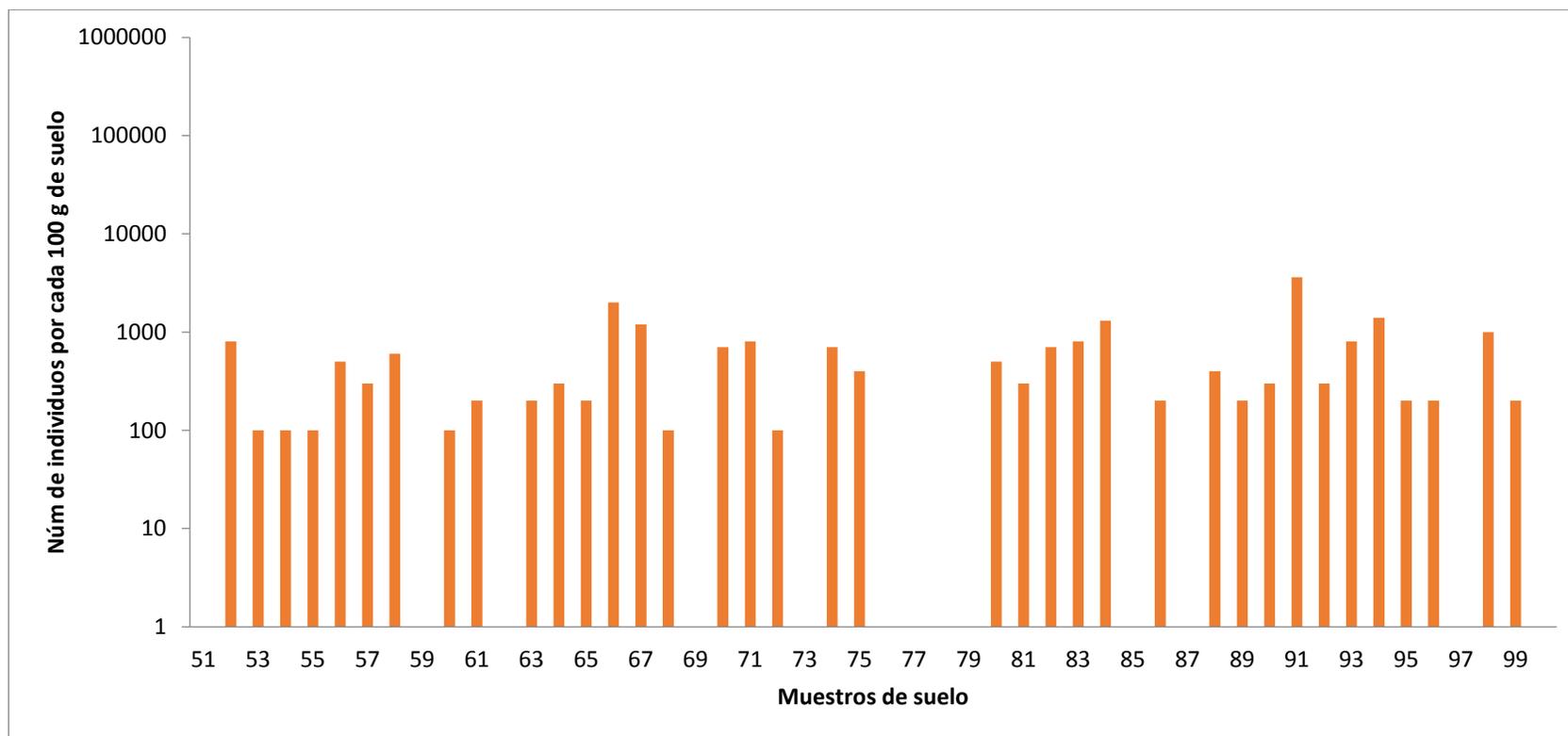
En la gráfica 29 se observan la presencia de protozoarios en las muestras de suelo control, donde observamos que la mayor presencia de protozoarios fue en las muestras referidas como sustrato Cuitláhuac y sustrato forestal.





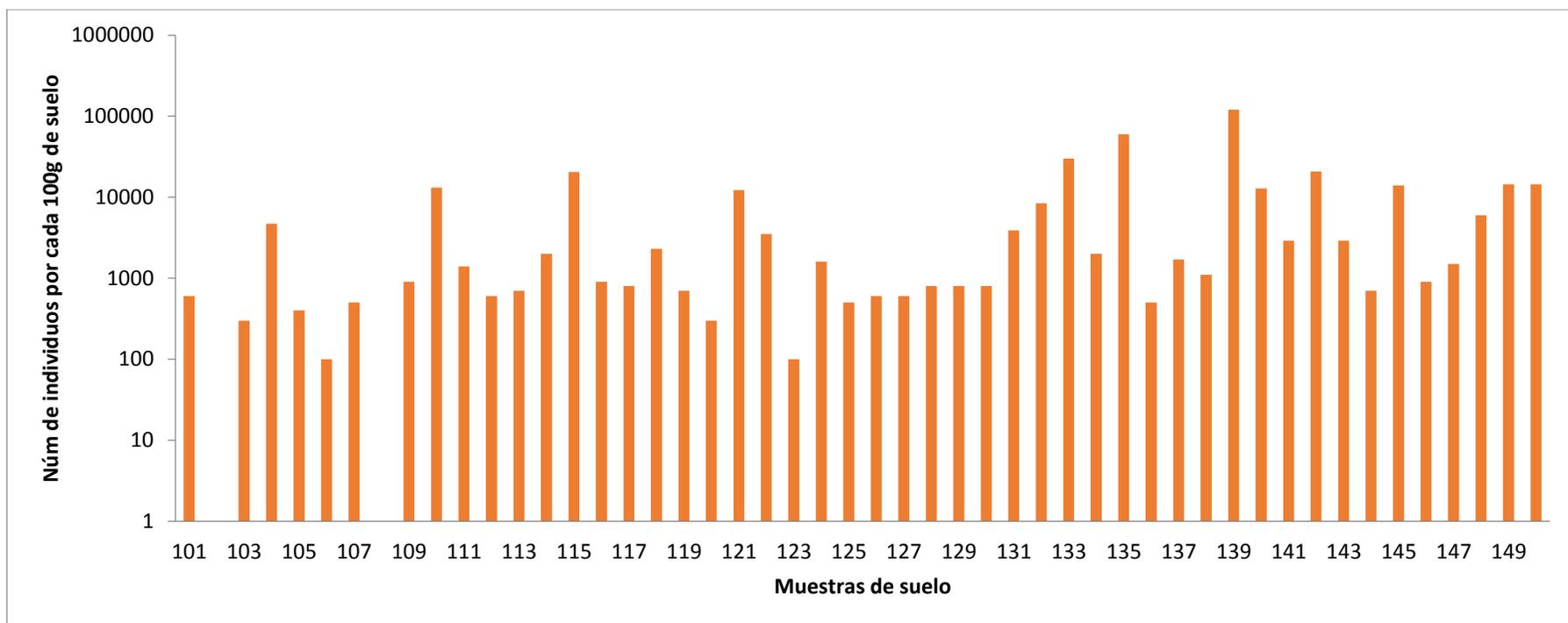
Gráfica 24. Cuenta total de protozoarios por cada 100 g de suelo húmedo de la muestra 1 a la 50. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación





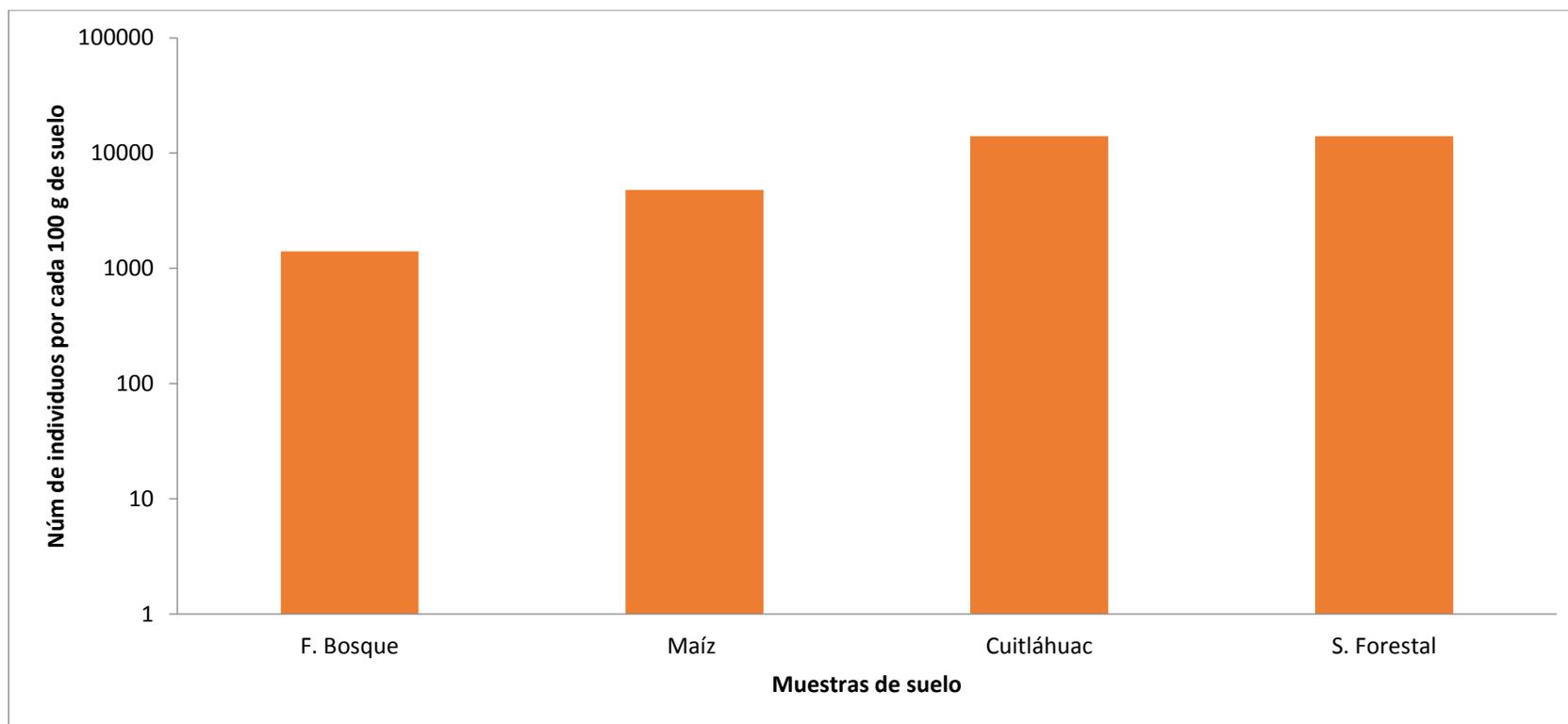
Gráfica 25. Cuenta total de protozoarios por cada 100 g de suelo húmedo de la muestra 51 a la 100. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación





Gráfica 26. Cuenta total de protozoarios por cada 100 g de suelo húmedo de la muestra 101 a la 150.





Gráfica 27. Cuenta total de protozoarios por gramo de suelo de la muestra de Flor del bosque, suelo de maíz de Canoa, suelo de Cuitláhuac y sustrato forestal.
Fuente: elaborada con datos de la investigación

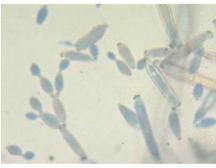
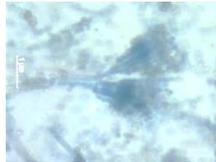
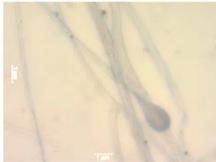
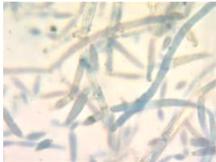
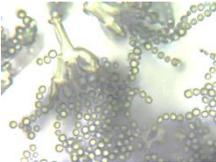
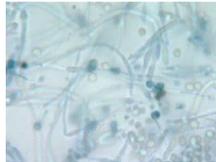
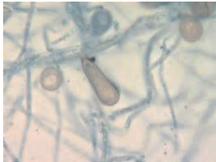
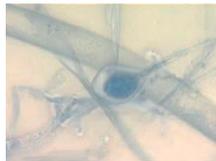
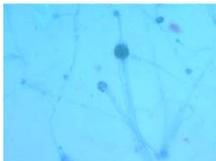
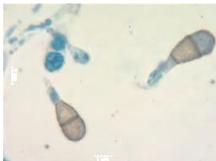




6.2.6. Microscopía de los hongos presentes en las muestras de los suelos.

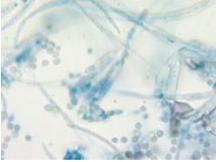
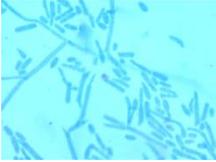
Fueron observaron diluciones de cada una de las muestras para analizar las características morfológicas al microscopio y determinar la diversidad de hongos a nivel de género (Tabla 27).

Tabla 27. Microscopía de hongos presentes en las muestras de suelos.

Microscopía de hongos				
				
<i>Verticillium sp</i>	<i>Penicillium sp</i>	<i>Rhizopus sp</i>	<i>Mucor sp</i>	<i>Fusarium sp</i>
				
<i>Penicillium sp</i>	<i>Mucor sp</i>	<i>Trichoderma sp</i>	<i>Rhizopus sp</i>	<i>Pythium sp</i>
				
<i>Zygorhynchus sp</i>	<i>Pythium sp.</i>	<i>Pullularia sp</i>	<i>Mucor sp</i>	<i>Alternaria sp</i>





				
<i>Paecilomyces</i> sp	<i>Cladosporium</i> sp	<i>Paecilomyces</i> sp	<i>Aspergillus</i> sp	<i>Fusarium</i> sp

Fuente: elaborada con datos de la investigación

Se determinaron varios géneros de hongos algunos benéficos y otros patógenos (Tabla 28).

Tabla 28. Géneros de hongos benéficos y patógenos en suelos.

Hongo benéfico	Hongo patógeno
<i>Paecilomyces</i> sp	<i>Alternaria</i> sp
<i>Trichoderma</i> sp	<i>Fusarium</i> sp.
	<i>Pythium</i> sp.

Fuente: elaborada con datos de la investigación

Alternaria es un género fúngico muy común, donde se incluyen numerosas especies saprofitas, endofíticas y patógenas ampliamente distribuidas en el suelo y la materia orgánica en descomposición. Incluye especies patógenas que pueden invadir los cultivos vegetales antes y después de la recolección y es responsable de considerables pérdidas económicas, debido a que reduce el rendimiento de las cosechas y produce alteraciones en los vegetales durante su almacenamiento.

Los hongos del género *Pythium* son de los Ficomycetos, caracterizados por un micelio desprovisto de compartimentos. Estos hongos son obligatoriamente adheridos a los vegetales. Su desarrollo se efectúa en el interior de los tejidos de la planta.





Tabla 29. Enfermedades forestales causadas por hongos potencialmente fitopatogénicos presentes en muestras de suelos de Chapultepec, tercera sección.

Microorganismos	Enfermedad	Nombre de la enfermedad	Especies arbóreas
Patógenos <i>Fusarium sp.</i>	Pudrición de raíz	pitch canker	<i>Pinus sp.</i> <i>Pinus greggii</i> , <i>P. devoniana</i> , <i>P. pseudostrobus</i> , <i>P. cembroides</i> , <i>P. patula</i> , <i>P. douglasiana</i> , <i>P. montezumae</i> , <i>P. tenuifolia</i> , <i>P. ayacahuite</i> , <i>P. engelmannii</i> , <i>P. maximartinezii</i> . <i>Eucalyptus grandis</i> , <i>Arbutus unedo</i> , <i>Celtis australis</i> , <i>Ceratonia siliqua</i> , <i>Cistus albidus</i> , <i>Juniperus phoenicea</i> , <i>Quercus coccifera</i>
<i>Pythium sp.</i>	Produce la marchites y muerte de las plántulas, cuando éstas todavía tienen sus tejidos suaves y succulentos.	La chupadera fungosa de los almácigos	<i>Pinus radiata</i> , <i>Quercus coccifera</i>
<i>Alternaria sp.</i>	Provocar manchas en hojas, tallos y pétalos muy características	damping-off	Las brasicáceas (<i>A. brassicae</i> , <i>A. brassicicola</i> y <i>A. japonica</i>), zanahoria (<i>A. dauci</i>), papa (<i>A. solani</i>), tomate (<i>A. solani</i>), girasol (<i>A. helianthi</i>), cítricos (<i>A. citri</i> , <i>A.</i>





	por presentar anillos concéntricos negros o marrones causados por la esporulación.		<i>limicola</i> . <i>A. alternata</i>), cereales, entre ellos el trigo, girasol (<i>A. helianthi</i>), maíz (<i>A. tenuis</i>), manzano (<i>A. mali</i>), papa (<i>A. solani</i>), tomate (<i>A. solani</i>), zanahoria (<i>A. dauci</i>), además de muchas plantas ornamentales y numerosas malezas.
--	--	--	--

Fuente: elaborada con datos de la investigación.





***Fusarium* sp.**

Fusarium infecta un espectro de tejidos vegetales y plantas muy amplio, que incluye tejidos radiculares, vasculares y reproductores de plantas hortícolas, ornamentales, forestales, etc., de diferentes hábitats del mundo, ocasionando muchas veces pérdidas económicas importantes.

En el grupo de las coníferas, y en concreto en el género *Pinus*, debe prestarse atención a la presencia de *Fusarium circinatum*. Este hongo, que ocasiona la enfermedad conocida como “pitch canker” en los pinos, tiene la capacidad de infectar, durante todas las estaciones del año, estructuras vegetativas y reproductivas en diferentes estados de madurez, lo que ocasiona mortalidad de flores, femeninas y piñas maduras, deterioro de semillas, y debilitamiento y muerte de plántulas y árboles jóvenes y adultos (Dwinell *et al.*, 2002).

El principal problema que se presenta en los viveros forestales donde se produce pinos, es el hongo pudridor de la raíz *Fusarium oxysporum* Schltld que causa *Damping-off* pre-emergente y post-emergente. Llega a causar la muerte hasta en un 40 % de toda la producción (García *et al.*, 2007). Es un patógeno que puede ser transmitido por semilla, por agua de riego o en suelo infectado; llega a causar la muerte de planta en platabandas completas y se manifiesta desde la germinación de la semilla hasta cuando la planta tiene un desarrollo avanzado; causa la pudrición de la radícula y el endospermo (Cibrián, 2001).

Los síntomas en la plántula se manifiestan con un cambio de color de verde a amarillento, clorótico; con frecuencia, la base de las acículas presenta una coloración violácea y el sistema radicular una coloración café, con raíces quebradizas; las plantas afectadas tienen el tallo basal endurecido y solo el brote esta tierno, susceptible para que el patógeno penetre; el tejido interno infectado es de color café (En ocasiones la infección es tan severa que se produce micelio de





color blanco en el tallo de la planta y bajo condiciones especiales se forman esporodoquios de color blanco a crema.

Pythium sp.

El género *Pythium* incluye especies ubicuas que ocupan variados nichos ecológicos. La mayoría de éstas se comportan como saprótrofas en varios tipos de suelos. Son importantes patógenos de plantas, altamente patógenos o de mediana patogenicidad, causando enfermedades, reduciendo los rendimientos y su calidad. Infechan principalmente almácigos de diferentes cultivos provocando muerte de semillas y plántulas en pre y post emergencia (*damping off*) por afectar al embrión, hipocótilo y radícula.

En plantas herbáceas y adultas causan menor crecimiento, síntomas de deficiencia de nutrientes y reducción del rendimiento, por disminuir la biomasa radicular debido a la destrucción de raíces de absorción y pelos radicales. Preferentemente son atacados los tejidos jóvenes, con humedad, órganos suculentos de vegetales en contacto con el suelo, como frutos de zapallo, pepino (*Cucurbitaceae*), chaucha, frijoles (*Leguminosae*) y tubérculos como la papa (*Solanaceae*).

En el caso de los encinos, la infección inicial se manifiesta con un marchitamiento, amarillamiento y retención de follaje seco. Estos síntomas son el reflejo del ataque del patógeno sobre las pequeñas raíces absorbentes no lignificadas causando pudrición y, en muchos casos, también invade raíces grandes o el fuste de su hospedante; posteriormente, se desarrolla en la corteza interna y en la región cambial, derivando nutrimentos de los tejidos recién muertos y de tejidos vivos, para finalmente reproducirse en el material muerto. Una planta con raíces dañadas por la infección del patógeno, no tiene la capacidad suficiente para absorber el agua del suelo y consecuentemente puede morir.





Alternaria sp.

Las especies del género *Alternaria* son tanto parásitas de plantas como saprófitas en sustratos orgánicos, éstas últimas están involucradas en la degradación de material vegetal.

Muchos de los hospedantes del género *Alternaria* son susceptibles a sus respectivas enfermedades en dos estadios de su desarrollo. El primer pico de susceptibilidad ocurre en el estadio juvenil, todas las especies de *Alternaria* son transmitidas por semilla, alterando la germinación normal de la misma y causando damping-off. El segundo momento de susceptibilidad se da en el estadio senescente. La susceptibilidad de las hojas o plantas envejecidas ha sido reportada en casi todos los sistemas de *Alternaria*-hospedante (Rotem 1994). También existe una predisposición a la enfermedad en presencia de heridas. Estas heridas locales producirán un aumento de la infección de todas las especies de *Alternaria* patógenas.

Sumario

Un total de 150 muestras fueron analizadas para la cuenta total de microorganismos como actinomicetos, bacilos y hongos. Tabla 30 y 31 de las muestras de suelos control.

Tabla 30. Comparación de la cuenta total de los microorganismos de muestras de suelos analizados.

Microorganismos	Intervalo		Promedio	Desviación Estándar
	Mínimo	Máximo		
Actinomicetos	2.00E+02	4.00E+06	1.70E+05	5.00E+05
Bacilos	2.00E+02	4.50E+09	1.70E+08	4.26E+07
Hongos	7.00E+01	4.60E+04	5.59E+03	1.03E+04
Nematodos	100	5900	508	6.97E+02
Protozoarios	100	120,000	3,522	1.20E+04

Fuente: elaborada con datos de la investigación





Tabla 31. Comparación de la cuenta total de los microorganismos de muestras de suelos utilizadas como controles.

Muestra de suelo	Actinomicetos	Bacilos	Hongos	Nematodos	Protozoarios
Flor del bosque	2.80E+06	5.00E+06	4.00E+03	5,900	1,400
Maíz	0	0	2.00E+03	200	4,800
Cuitláhuac	0	8.00E+06	1.00E+02	0	1,400
S. Forestal	0	3.00E+06	0	0	1,400

Fuente: elaborada con datos de la investigación

La microbiota del suelo, puede servir como un bioindicador de la salud de los ecosistemas y agro ecosistemas, reflejando el efecto de los procesos agrícolas y el manejo de los recursos vegetales sobre este componente, afectando tanto su biodiversidad, como la densidad de las poblaciones microbianas (Buckley y Schmidt, 2003; Girvan *et al.*, 2004; Ariena *et al.*, 2006).

La distribución y caracterización de las poblaciones microbiológicas en los suelos del bosque húmedo tropical, reportando que la comunidad microbiana está representada en un 65% por bacterias, un 25 a 30% por hongos y de un 2 a un 14% por actinomicetos. La mayor abundancia de actinomicetos en los suelos de bosque puede relacionarse con la diversidad estructural de la población vegetal. La información de campo de la cobertura de bosque mostró una alta diversidad de especies vegetales, siendo un indicativo de la variedad de sustratos ofrecidos para la actividad de muchos microorganismos en general, entre ellos los actinomicetos.

Torsvik *et al.* (1996) mencionaron que la alta variabilidad de micro-hábitats genera una mayor abundancia de poblaciones microbianas y esta variabilidad puede ligarse directamente con la estructura de la vegetación; además, las características rizosféricas del suelo determinadas en gran medida por la cobertura permiten una acumulación alta y permanente de residuos vegetales a ser descompuestos por este grupo especializado de microorganismos. Todo ello





ayuda a entender porqué la cobertura de bosque es la que posee la mayor abundancia de actinomicetos.

Tabla 32. Comparación de microorganismos presentes en suelo de cultivo de aguacate y bosque mesófilo.

Microorganismos	Suelo cultivo de aguacate	Sistema agroforestal	Bosque mesofilo
Actinomicetos	1.60E+04	8.00E+05	2.10E+04
Bacilos	9.00E+09	1.40E+05	2.42E+05
Hongos	9.00E+02	3.40E+3	8.71E+03

Fuente: elaborada con datos de la investigación

El comportamiento general de la rizósfera se encontró la mayor población de bacterias totales fueron entre 10^6 y 10^8 ufc/g en comparación a la población de hongos que siempre estuvo entre 10^4 y 10^5 ufc/g.

La mayor población de bacterias totales se puede deber entre otros factores al pH del suelo que es más alcalino, una altura menor y temperatura un poco mayor que la región. El pH podría ser determinante en el desarrollo de las poblaciones microbianas sobre todo por que su diferencia con la región de es considerable. Otro factor importante que puede influenciar las poblaciones microbianas es la cantidad de fósforo disponible.

En el caso de las poblaciones de hongos se sabe que éstas son más competitivas en suelos ácidos, sin embargo, cuando se habla de rizósfera, los exudados producidos por las plantas pueden jugar un rol tan determinante como el tipo de suelo (Marschner et al., 2004; Reyes y Valery, 2007). Todo esto indica que la dinámica microbiana en la rizósfera puede variar considerablemente de la dinámica poblacional del suelo, y la presencia de microorganismos puede estar altamente influenciada por los exudados vegetales y por otras poblaciones propias de la rizósfera.

En cuanto a las poblaciones de *Bacillus spp.* se observa una población más alta esto se puede deber a la preferencia de este género por el pH cerca al neutro,





sin embargo, su presencia también es significativa que indica que las bacterias de este género presentes en estos suelos están adaptadas y tienen más posibilidad de sobrevivir gracias a su capacidad de formar esporas lo que ayuda a su supervivencia.

Los análisis de las poblaciones microbianas representativas de estas regiones brindan importante información del comportamiento de los microorganismos en la rizósfera bajo diferentes condiciones, sin embargo, es importante mencionar que la dinámica de poblaciones en la rizósfera es un aspecto muy complejo y involucra numerosos factores que actuando en conjunto benefician el desarrollo de ciertas poblaciones microbianas. Al hablar de rizósfera también juegan un papel importante las características de las plantas y los exudados producidos. Estos factores hacen que se establezca una relación planta-microorganismo compleja y dinámica en la zona de la rizósfera (Persello-Cartieaux *et al.*, 2003; Zúñiga y Gutiérrez-Correa, 1982). Las sustancias o exudados producidos por las raíces sirven como fuente energética y pueden llegar a inducir incluso cambios de pH, disponibilidad de sustratos, nutrientes y factores de crecimiento microbiano en la rizósfera

7. MESOFAUNA DE LOS SUELOS

7.1. RESULTADOS

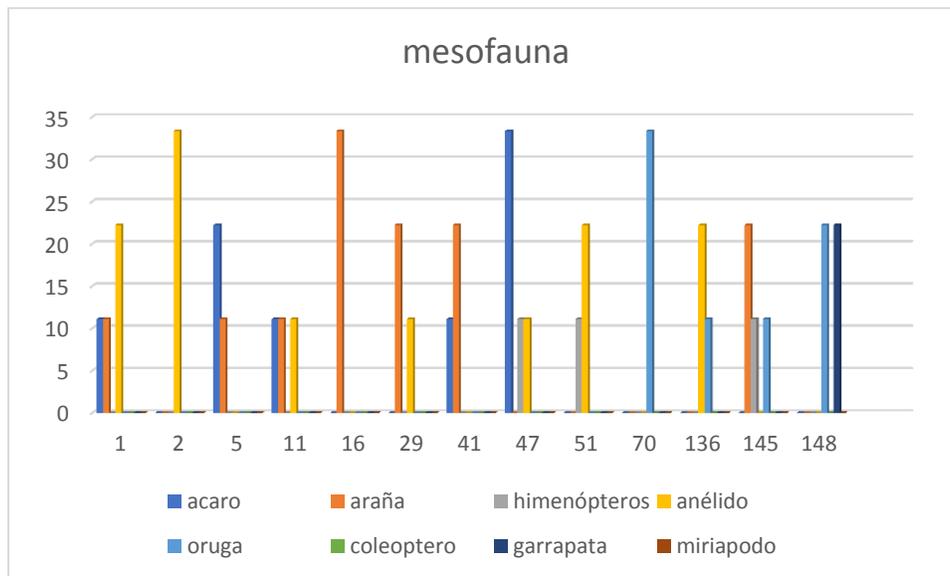
Se observaron en estereoscopio 150 muestras con 3 controles (Flor del bosque, maíz canoa, forestal) teniendo mayor presencia de arácnidos y anélidos. También hubo presencia de orugas e himenópteros En el 40% de las muestras no hubo presencia de mesofauna.

Se encontraron en total 1900 individuos de los cuales el 35.08 % son anélidos, 28.6 % arañas, 13.4% himenópteros, ácaros 9.8%, 9.9% orugas, 1.7% garrapatas y 0.5% Colémbolos y miriápodos. En la gráfica 30 se muestra las muestras más sobresalientes. En la gráfica 31 se observa que solo hubo

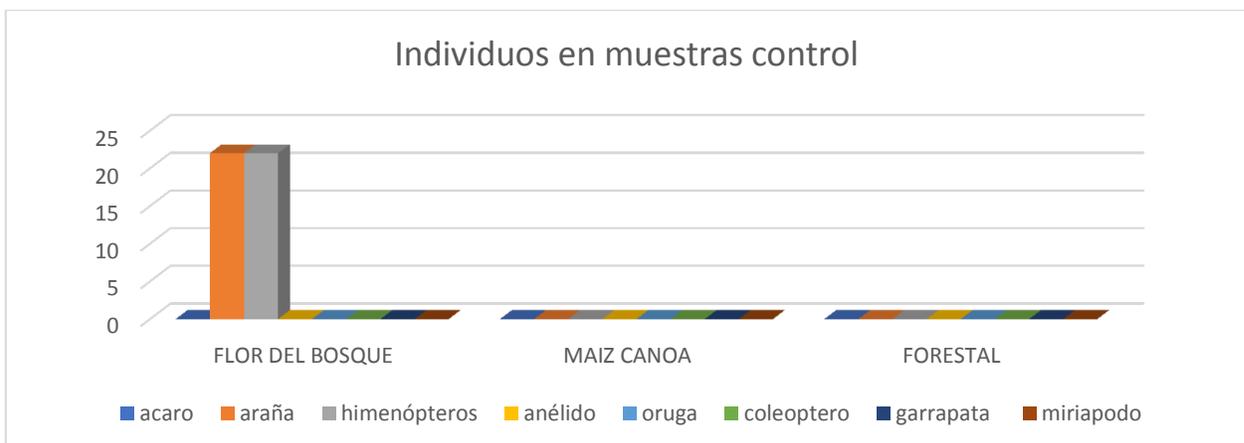




presencia de individuos en flor del bosque, en las otras dos muestras control no hubo presencia de individuos.



Gráfica 28. Cantidad de individuos contados en muestras sobresalientes. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación



Gráfica 29. Individuos contados en la muestra control. **Fuente:** elaborada con datos de la investigación.





En la tabla 33 se muestra el total de individuos que se obtuvieron de todas las muestras el promedio y la desviación estándar. En la tabla 34 se ven imágenes de los individuos encontrados.

Tabla 33. Total de individuos contados de todas las muestras.

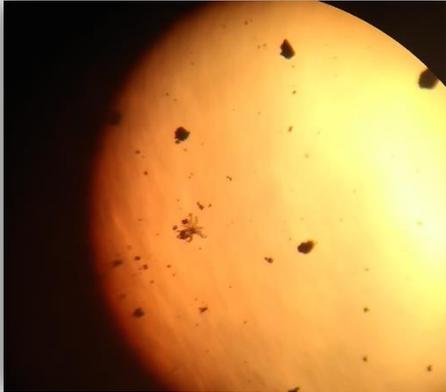
	# de individuos	Promedio	Desviación estándar
Ácaro	188.8	1.25	4.5
Araña	544.4	3.6	7.2
Himenóptero	255.5	1.7	4.5
Anélido	666.6	4.44	8.4
Oruga	188.8	1.25	4.3
Colémbolo	11.11	0.07	0.9
Garrapata	33.3	0.22	2.02
Miriápodos	11.1	0.07	0.9

Fuente: elaborada con datos de la investigación





Tabla 34. Imágenes de los individuos encontrados.

IMÁGENES	
Ácaro	
Araña	
Himenóptero	





Anélido



Oruga

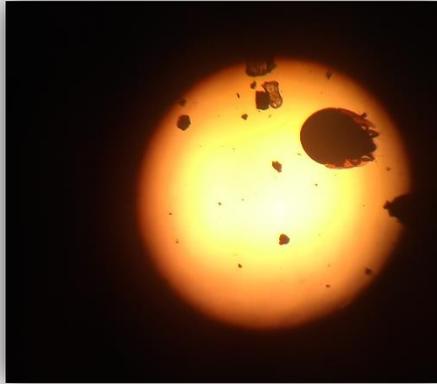


Colémbolo

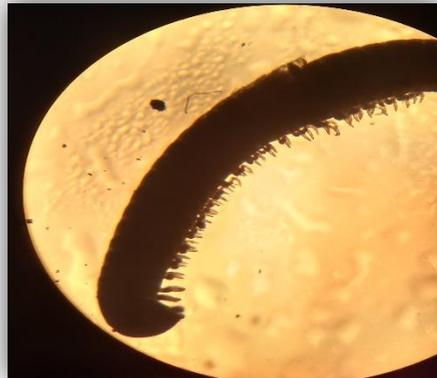




Garrapata



Miriápodos



Fuente: Imágenes tomadas al microscopio de muestras de la Tercera Sección de Chapultepec.





7.2. CONCLUSIONES

De un total de 150 muestras de suelos analizadas se obtuvo una concentración de ufc de hongos en un rango de 1.5×10^{-3} – 4.6×10^{-4} ufc/g en suelo.

Para actinomicetos se encuentra en un rango de 2×10^{-2} – 8.8×10^{-7} ufc/g de suelo.

Bacillos termoduricos presenta una concentración que abarca un rango de 2.0×10^{-9} – 4.5×10^{-9} ufc/g de suelo.

La presencia de nematodos en los suelos fue en un rango de 100 a 5900 individuos por cada 100 g de suelo húmedo y para protozoarios se encontró en un rango de 100-120,000 individuos por cada 100 g de suelo húmedo.

En orden de aparición de los microorganismos los actinomicetos se encuentran con menor frecuencia.

Los hongos que fueron identificados a nivel de género como hongos patógenos de suelos son *Alternaria* sp, *Fusarium* sp, *Pythium* sp.

Las muestras donde no se cuantificó microorganismos fueron las muestras 71, 72 y 74. Para estas muestras es indispensable enriquecerlas con microorganismos benéficos como los actinomicetos y *Streptomyces*, ambos organismos colonizadores de la rizósfera, biodegradadores, facilitadores para el establecimiento y desarrollo de otras especies y además son agentes de biocontrol de especies patógenas, por lo tanto favorecen el desarrollo vegetal.

Los grupos de la mesofauna del suelo son muy sensibles a los cambios que ocurren en el medio edáfico por causas naturales o antrópicas, lo que provoca variaciones en su densidad y diversidad; por esta causa son considerados como buenos indicadores del estado ecológico del suelo.





El 30% de las 150 muestras no presentaron individuos por lo que es preocupante que en algunas zonas de esta área no tenga presencia de mesofauna debido que no tienen biodegradadores que resultan favorables para el suelo. El análisis cualitativo de los grupos que integran esta categoría zoológica permitirá hacer una evaluación adecuada de la calidad del medio edáfico.

Estos balances permiten predecir y evaluar las transformaciones ocasionadas por el cambio climático y la aplicación de diferentes métodos de producción minera, agrícola y pecuaria, en condiciones edafoclimáticas específicas. Además, contribuyen a considerar integralmente el funcionamiento del ecosistema.

La mesofauna, con énfasis en ácaros y colémbolos, varió en abundancia y distribución entre épocas de muestreo. La mayor presencia de mesoinvertebrados se encontró de 25 cm de profundidad donde abundaron anélidos. La abundancia y presencia de algunos grupos específicos de ácaros, anélidos, arañas y colémbolos, marcaron diferencias con el manejo agroecológico a través del tiempo.





8. FERTILIDAD BIOLÓGICA EN SUELOS DE LA TERCERA SECCIÓN DEL BOSQUE DE CHAPULTEPEC

8.1. INTRODUCCIÓN

El suelo es una mezcla que está formada por materia orgánica, materia inorgánica, gases y agua, y donde se desarrolla la vida vegetal, brindando un lugar donde el desarrollo de las plantas se lleve a cabo. el análisis del suelo es una herramienta muy importante para diagnosticar su estado nutrimental. La fertilidad del suelo es la capacidad que tiene el terreno para sustentar el crecimiento de las plantas y optimizar el rendimiento de los cultivos. La efectividad biológica en los 150 suelos, los cuales fueron muestreadas en la tercera sección de Chapultepec el cual se sembraron las semillas de brócoli y maíz.

8.2. METODOLOGÍA

Llenado de charolas

Procedimiento de la prueba de germinación:

1. Lavar las charolas germinadoras de unicel.
2. Etiquetar las charolas de unicel con la numero del 1 a 150.
3. Humedecer ligeramente las muestras de suelos.
4. Agregar la muestra de suelo a la charola, llenado 10 pasillos por cada muestra.
5. Se agrega 1 semilla por cada pasillo, con una profundidad de 1 cm.

Materiales

El material necesario para la efectividad biológica del suelo.

- 1,560 semillas de Brócoli
- 1,560 semillas de Maíz
- 12 charolas germinadoras de unicel de 200 cavidades.
- 12 charolas germinadoras de unicel de 338 cavidades.
- Rociador
- Marcadores de tinta indeleble.





- Libreta de notas y bolígrafo.
- Vernier
- Embudos

8.3. RESULTADOS

Para el análisis de los resultados de las muestras de suelos, se tomó en cuenta el 10 % de las 150 muestras evaluadas. Se analizaron los parámetros de altura y el porcentaje de germinación, se utilizaron semillas de brócoli y maíz, por ser plantas de germinación rápida y por representar dos grupos de plantas monocotiledoneas y dicotiledoneas.

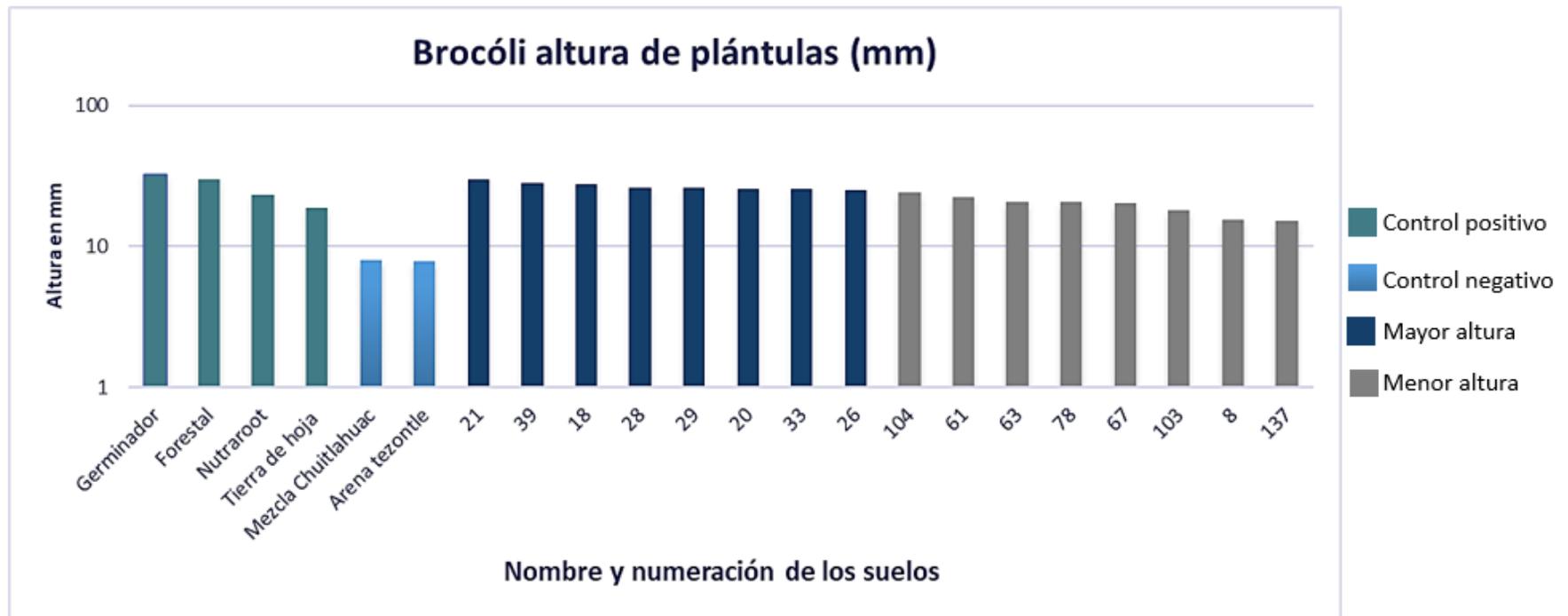
Se utilizaron controles positivos como: un sustrato germinador, Forestal, nutraroot y tierra de hoja, y controles negativos como: una mezcla de suelo de Cuitláhuac que fue años atrás un relleno sanitario y arena tezontle en una proporción 50:50.

El brócoli germinó una semana después de sembrado y el maíz dos semanas después.

Cabe mencionar que solo se midió la altura del brócoli, en el maíz no se tomaron datos de altura debido a que su crecimiento es más lento, y por tiempos no fue posible medirlo.

En la gráfica 32, se presenta el promedio de altura del 10% de plántulas de brócoli sembradas, comparadas con los controles positivos y negativos, donde observamos que la altura es similar a los controles positivos y esta arriba de los controles positivos.

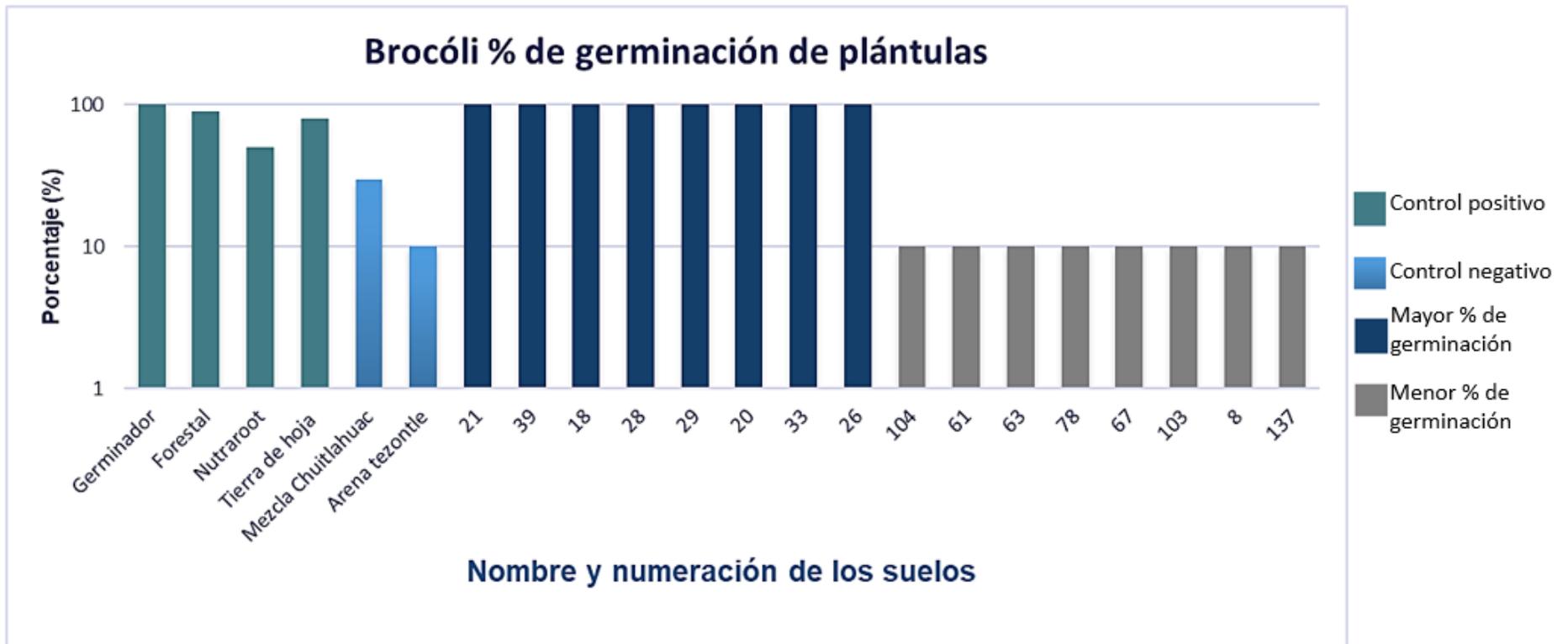




Gráfica 30. Altura de las plántulas en (mm) de brócoli. **Fuente:** Elaborada con datos de la investigación.



En la gráfica 33 se presenta la germinación del brócoli del 10% del total. Donde observamos que existe una germinación del 100% hasta una del 10 %, comparado con los controles positivos y negativos.



Gráfica 31. Porcentaje de germinación de plántulas de brócoli. **Fuente:** Elaborada con datos de la investigación.



Tabla 29. Altura, número de plantas y porcentaje de germinación de brócoli en el 10 %.

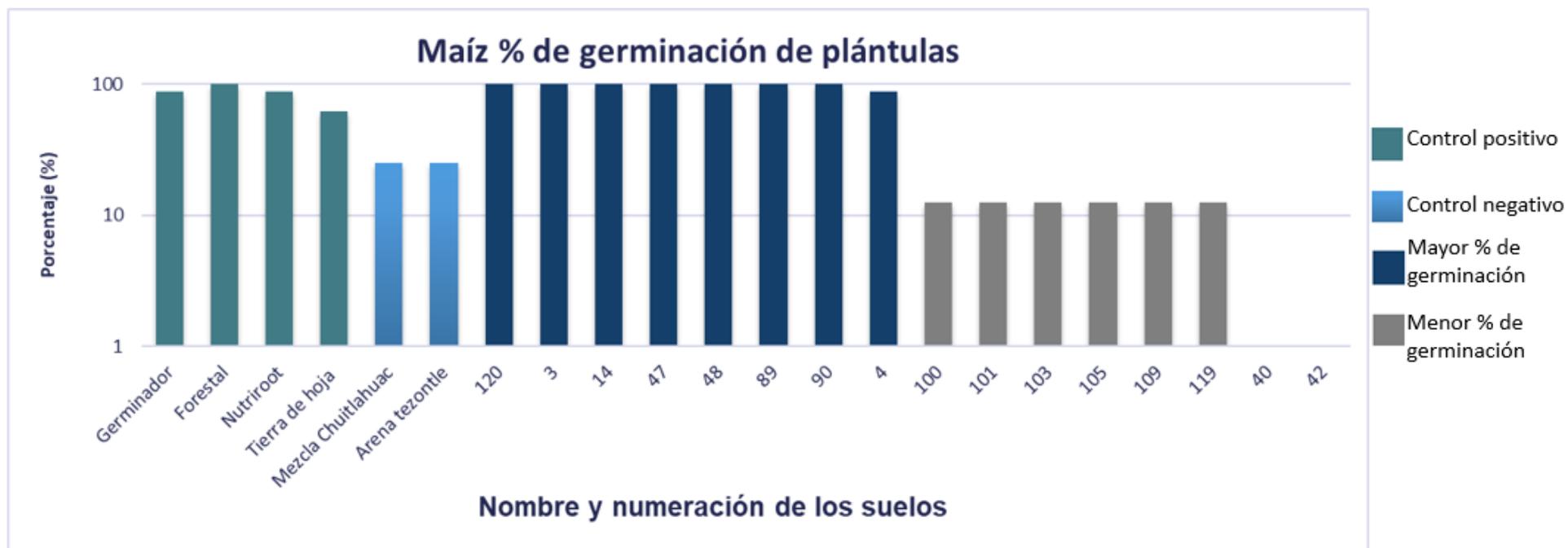
Brócoli altura y porcentaje de germinación de plántulas				
	Nombre o Número	Altura	N° de plantas germinadas	Porcentaje de germinación
Controles	Germinador	32.09	10	100
	Forestal	30.17	9	90
	Nutraroot	23.13	5	50
	Tierra de hoja	18.82	8	80
	Mezcla Cuitláhuac	7.94	3	30
	Arena tezontle	7.89	1	10
	Mayor altura y % de germinación	21	30.00	10
39		27.94	10	100
18		27.50	10	100
28		26.28	10	100
29		26.03	10	100
20		25.72	10	100
33		25.56	10	100
26		25.29	10	100
Menor altura y % de germinación	104	24.24	1	10
	61	22.36	1	10
	63	20.76	1	10
	78	20.66	1	10
	67	20.22	1	10
	103	18.05	1	10
	8	15.51	1	10
	137	15.24	1	10

Fuente: Elaborada con datos de la investigación.





En la gráfica 34 se presenta la germinación de maíz, del 10% del total de muestras analizadas, comparados con los controles positivos y negativos.



Gráfica 32. Porcentaje de germinación de maíz. **Fuente:** Elaborada con datos de la investigación.





Tabla 30. Porcentaje de germinación de maíz.

Maíz % germinación de plántulas			
	Nombre o Número	N° de plantas germinadas	Porcentaje de germinación
Controles	Germinador	7	87.5
	Forestal	8	100
	Nutraroot	7	87.5
	Tierra de hoja	5	62.5
	Mezcla Cuitláhuac	2	25
	Arena tezontle	2	25
Mayor altura y % de germinación	120	22	275
	3	8	100
	14	8	100
	47	8	100
	48	8	100
	89	8	100
	90	8	100
	4	7	87.5
Menor altura y % de germinación	100	1	12.5
	101	1	12.5
	103	1	12.5
	105	1	12.5
	109	1	12.5
	119	1	12.5
	40	0	0
	42	0	0





MICRO-DIVERSA

biological platforms and biodiversity

En la fotografía 1 se ejemplifica una de las charolas para germinación de brócoli, en donde se utilizó un sustrato germinador como control positivo y se obtuvo el 100% de germinación y un control negativo arena-tezontle 50:50 con un 25% de germinación.



Fotografía 1. Germinación de brócoli en control positivo de sustrato germinador y control negativo de mezcla de (50:50) de arena-tezontle. **Fuente:** Tomada por los autores.

En la fotografía 2 se observa los suelos del 61 al 72 de Chapultepec donde se obtuvo un 40 % de germinación en comparación con el control positivo de sustrato germinador donde se obtuvo un 100 % de germinación.





Fotografía 2. Germinación de brócoli en las muestras de suelos del 61 al 72. **Fuente:** Tomada por los autores.

En la fotografía 3 se observa los suelos del 20 al 31 de Chapultepec donde se obtuvo un 60 % de germinación en comparación con el control positivo de sustrato germinador donde se obtuvo un 100 % de germinación





Fotografía 3. Germinación de brócoli en las muestras de suelos del 20 al 31. **Fuente:** Tomada por los autores.

Respecto a la germinación de maíz, en la fotografía 4 se observa un control positivo de sustrato forestal donde se obtuvo un 100 % de germinación, y otro control negativo de mezcla de (50:50) de arena-tezontle donde el porcentaje fue de 25%.



Fotografía 4. Germinación de maíz en control positivo de sustrato germinador y un control negativo de arena-tezontle 50:50. **Fuente:** Tomada por los autores.

En la fotografía 5 se observa los suelos de Chapultepec donde se obtuvo un 45 % de germinación en comparación con el control positivo de sustrato germinador donde se obtuvo un 100 % de germinación.





Fotografía 5. Germinación de maíz en suelos e Chapultepec. **Fuente:** Tomada por los autores.

8.4. CONCLUSIONES

Las muestras de Tercera Sección de Bosque de Chapultepec resultaron con efectividad biológica variable como sustratos de germinación bajo condiciones controladas.

Alrededor del 60% de las muestras permitieron germinación de brócoli y maíz al 100%. Un 30% de las muestras permitió un índice de germinación de 50 a 70%; el 10% de las muestras de suelo, dieron una germinación inferior al 50%.

En general, las plántulas germinadas en sustratos derivados de suelos de Chapultepec, tuvieron menor talla, y con evidente clorosis.

Alrededor del 40% de las muestras compuestas de suelos de Chapultepec, resultan con baja o nula fitotoxicidad, y constituyen suelos muy conducentes a germinación y efectividad biológica.





9. BIBLIOGRAFÍA

- Ariena, H., Van Bruggen, A., Semenov, M., Van Diepeningen, A., De Vos O & Blok W. 2006. Relation between soil health, wave-like fluctuations in microbial populations, and soil-borne plant disease management. *European Journal of Plant Pathology*, 115:105-122.
- Begon. M.; Townsend, C. and Harper, J. 2006. *Ecology: from individuals to ecosystems*. Fourth edition. Oxford. Blackwell publishing. 738 p.
- Bakker, P., Ran, L., Pieterse, C., van Loon, L. 2003. Understanding the involvement of rhizobacteria-mediated induction of systemic resistance in biocontrol of plant diseases. *Canadian journal plant pathology*. 25:05-09.
- Begon. M.; Townsend, C. and Harper, J. 2006. *Ecology: from individuals to ecosystems*. Fourth edition. Oxford. Blackwell publishing. 738 p.
- Días, T. &. (2010). Calidad de agua de riego y su efecto en la producción de cosechas. *Curso de agricultura protegida*, 11.
- FAO. (27 de 06 de 2019). *Portal de suelos de la FAO*. Obtenido de Portal de suelos de la FAO: <http://www.fao.org>
- FAO. (22 de Enero de 2020). *Año internacional de los suelos*. Obtenido de <http://www.fao.org/soils-2015/news/news-detail/es/c/277721/>
- FAO. (22 de Enero de 2020). *Portal de los suelos de la FAO*. Obtenido de Portal de los suelos de la FAO: <http://www.fao.org/soils-portal/soil-survey/propiedades-del-suelo/es/>
- Intagri. (22 de Enero de 2020). *Propiedades físicas del suelo y crecimiento de las plantas*. Obtenido de Propiedades físicas del suelo y crecimiento de la planta: <https://www.intagri.com/articulos/suelos/propiedades-fisicas-del-suelo-y-el-crecimiento-de-las-plantas>
- Ramirez Carvajal, R. (1997). *Propiedades físicas, químicas y biológicas de los suelos*. Santa fé, Bogotá: Produmedios.





MICRO-DIVERSA

biological platforms and biodiversity

USDA. (22 de Enero de 2020). *Natural Resources Conservation Service web site*. Obtenido de Natural Resources Conservation Service web site:
https://www.nrcs.usda.gov/wps/portal/nrcs/detail/nj/home/?cid=nrcs141p2_018993

Bogotá #5, Col. América Norte, C.P. 72340, Puebla, Pue.
E-mail: microdiversa.sadecv@gmail.com
Teléfono y Fax: +52 (222) 234-2877, 235-7935, 199-5218 y 772-1405.

