

ESCUELA POLITÉCNICA DEL EJÉRCITO

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA

CARRERA DE INGENIERÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

IASA I

**ANÁLISIS DE UN SISTEMA DE CROMATOGRAFÍA DE CAMPO PARA
EVALUACIÓN DE CALIDAD DE SUELOS Y COMPOST EN EMPRESAS
ASOCIADAS A ECOFAS**

CRISTIAN ALBERTO HEREDIA REYES

**INFORME DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN PRESENTADO COMO
REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR AL TÍTULO DE INGENIERO
AGROPECUARIO**

SANGOLQUÍ - ECUADOR

2012

RESUMEN

La cromatografía de suelos en papel circular, es una técnica cualitativa que ofrece una descripción general de la actividad biológica del suelo o compostas analizadas. Permitiendo en combinación con otras técnicas, tales como porcentaje de materia orgánica, valor del humus y otros, proporcionan una idea más completa de la salud del suelo o calidad de la composta. La cromatografía sobre papel fue tomada como técnica principal en la presente investigación, la misma fue comparada con análisis de laboratorio como son: Físico-Químico, Microbiológico y Cromatografía de gases para determinación de pesticidas; mediante un profundo análisis de correlaciones y regresiones, las mismas que obtuvieron respuestas lineales y fueron seleccionadas con coeficientes de determinación (R^2), mayores al 70% que fueron aceptables para esta investigación. Estas relaciones permiten obtener información referencial del contenido principalmente de Materia Orgánica, ciertos minerales, y otros resultados útiles analizando muestras de suelo, utilizando el ancho de las distintas zonas presentes en un cromatograma sobre papel. Las relaciones fueron validadas mediante análisis de muestras distintas a las utilizadas principalmente en la investigación. En cuanto a compost se obtiene información sobre el proceso y estado de compost.

ABSTRACT

The round filter paper chromatography is a qualitative technique that shows us an overview of biological activity from soil or compost samples. Allowing combined with other techniques such as Organic Matter percent, humus quality, and others provide a complete idea of soil health or compost quality. The round filter paper chromatography was used as main technique for the present investigation and it was compared with laboratory results such as Physic-Chemical, microbiological, and gas chromatography analysis for pesticides; through correlation and regressions analysis, as a result lineal responses were selected by determination coefficient (R^2), higher than 70% accepted in the present research. These relations allow estimate contents principally Organic Matter, some minerals and others useful results, analyzing soil samples, using the width of the different zones present in a round filter paper chromatography. These relations were validated by other samples analysis. This technique provides information about the compost process and its status.

CERTIFICACIÓN

Ing. Paulina Guevara

Ing. Elizabeth Urbano

Certifican:

Que el trabajo titulado “ANÁLISIS DE UN SISTEMA DE CROMATOGRAFÍA DE CAMPO PARA EVALUACIÓN DE CALIDAD DE SUELOS Y COMPOST EN EMPRESAS ASOCIADAS A ECOFAS”, realizado por HEREDIA REYES CRISTIAN ALBERTO, ha sido guiado y revisado periódicamente y cumple normas estatutarias establecidas por la ESPE, en el Reglamento de Estudiantes de la Escuela Politécnica del Ejército.

El mencionado trabajo consta de un documento empastado y un disco compacto el cual contiene los archivos en formato portátil de Acrobat (pdf). Autorizan a HEREDIA REYES CRISTIAN ALBERTO que lo entregue a la Ing. PATRICIA FALCONÍ, en su calidad de Coordinadora de la Carrera.

Sangolquí, 13 de diciembre de 2012

Ing. Paulina Guevara

DIRECTOR

Ing. Elizabeth Urbano

CODIRECTOR

DECLARACIÓN DE RESPONSABILIDAD

HEREDIA REYES CRISTIAN ALBERTO

Declaro que:

El proyecto de grado denominado “ANÁLISIS DE UN SISTEMA DE CROMATOGRAFÍA DE CAMPO PARA EVALUACIÓN DE CALIDAD DE SUELOS Y COMPOST EN EMPRESAS ASOCIADAS A ECOFAS”, ha sido desarrollado con base a una investigación exhaustiva, respetando derechos intelectuales de terceros, conforme las citas que constan al pie de las páginas correspondientes, cuyas fuentes se incorporan en la bibliografía. Consecuentemente este trabajo es de mí autoría.

En virtud de esta declaración, me responsabilizo del contenido, veracidad y alcance científico del proyecto de grado en mención.

Sangolquí, 13 de diciembre de 2012

HEREDIA REYES CRISTIAN ALBERTO

AUTORIZACIÓN

Yo, Heredia Reyes Cristian Alberto

Autorizo a la Escuela Politécnica del Ejército la publicación, en la biblioteca virtual de la Institución del trabajo “ANÁLISIS DE UN SISTEMA DE CROMATOGRAFÍA DE CAMPO PARA EVALUACIÓN DE CALIDAD DE SUELOS Y COMPOST EN EMPRESAS ASOCIADAS A ECOFAS”, cuyo contenido, ideas y criterios son de mi exclusiva responsabilidad y autoría.

Sangolquí, 13 de diciembre de 2012

HEREDIA REYES CRISTIAN ALBERTO

DEDICATORIA

A Dios por haberme permitido culminar una nueva etapa de mi vida y a mi querida familia por su apoyo incondicional durante toda mi vida en especial a mis padres César y Ana gracias a su ejemplo y esfuerzo he logrado cumplir este objetivo. A mis hermanos Rosa y David que pese a cualquier circunstancia siempre estaremos apoyándonos. A mis abuelos que desde donde están siempre han sido un pilar y ejemplo a seguir e inspiración como modelo de vida. A la persona que llegó a mi vida y que sin sospechar se ha convertido en un complemento gracias a su amor y sobre todo paciencia.

A mis compañeros y amigos que a lo largo de mi vida me han apoyado y han sido fuente de alegrías y tristezas de las que se aprende y se seguirá aprendiendo aquellos amigos que han dejado su huella desde el Colegio Dr. Carlos Espinoza, Darwin, Paúl, Anita, Vero, Juan y Diana; en la universidad mis colegas con los que empezamos este sueño Kelvin, Juan, Andrés, Jorge, Wlady, Xavier, Mafer, Gabriela; y a colegas también con los que finalizamos esta etapa Diana, Jonathan, Leonela, Aníbal, Conny, Kary; básicamente toda la XXIX promoción.

Cristian A. Heredia R.

AGRADECIMIENTO

A la ESPE, su Carrera de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y su personal
Docente, por los valiosos conocimientos impartidos.

A la Directora Ing. Paulina Guevara y Codirectora Ing. Elizabeth Urbano, por su
confianza y sus acertadas recomendaciones para el desarrollo de esta investigación.

A ECOFAS, especialmente a Nevado Roses y su personal por su apertura y apoyo
para el desarrollo y culminación de esta investigación.

A todas las personas que de una u otra manera colaboraron para que la presente
investigación culmine con éxito.

ÍNDICE DE CONTENIDO

| CONTENIDO | Pág. |
|---|-------------|
| I. INTRODUCCIÓN..... | 1 |
| 1.1. OBJETIVOS..... | 3 |
| 1.1.1. General..... | 3 |
| 1.1.2. Específicos..... | 3 |
| II. REVISIÓN DE LITERATURA..... | 5 |
| 2.1. EL SUELO..... | 5 |
| 2.1.1. Importancia del Suelo..... | 5 |
| 2.1.2. Calidad de Suelo..... | 8 |
| 2.1.2.1. Indicadores de calidad de suelo..... | 9 |
| 2.1.2.2. Interpretación de indicadores de calidad..... | 10 |
| 2.2. IMPORTANCIA DE LA MATERIA ORGÁNICA EN EL SUELO..... | 15 |
| 2.2.1. Beneficios Ambientales de la Agricultura Orgánica..... | 16 |
| 2.2.1.1. Beneficios sobre el suelo..... | 17 |
| 2.2.1.2. Beneficios sobre el agua..... | 17 |
| 2.2.1.3. Beneficios sobre el aire..... | 18 |
| 2.2.1.4. Beneficios sobre la biodiversidad..... | 19 |
| 2.3. ANÁLISIS DE LABORATORIO..... | 20 |
| 2.3.1. Análisis Físico-Químico de Suelo..... | 20 |
| 2.3.1.1. Análisis realizados en un laboratorio..... | 21 |

| | | |
|----------|--|----|
| 2.3.1.2. | Análisis microbiológico..... | 21 |
| 2.3.2. | Análisis Cromatográfico de Gases | 23 |
| 2.3.2.1. | Componentes de un Cromatógrafo de Gases..... | 24 |
| 2.4. | ANÁLISIS CROMATOGRÁFICO DE CAMPO..... | 26 |
| 2.4.1. | Interpretación de un Cromatograma en papel | 29 |
| 2.5. | ANÁLISIS ESTADÍSTICO | 31 |
| 2.5.1. | Correlaciones y Regresiones | 31 |
| III. | MATERIALES Y MÉTODOS..... | 33 |
| 3.1. | UBICACIÓN DEL LUGAR DE LA INVESTIGACIÓN..... | 33 |
| 3.1.1. | Ubicación Política | 33 |
| 3.1.2. | Ubicación Geográfica..... | 33 |
| 3.1.3. | Ubicación Ecológica | 34 |
| 3.2. | MATERIALES..... | 35 |
| 3.2.1. | Materiales y Estándares para Cromatografía en Laboratorio..... | 35 |
| 3.2.1.1. | Equipos | 35 |
| 3.2.1.2. | Reactivos..... | 36 |
| 3.2.1.3. | Estándares | 36 |
| 3.2.2. | Materiales para Cromatografía de Campo | 38 |
| 3.2.2.1. | Materiales campo..... | 38 |
| 3.2.2.2. | Materiales laboratorio:..... | 38 |
| 3.2.2.3. | Reactivos..... | 39 |

| | | |
|----------|--|----|
| 3.3. | MÉTODOS..... | 40 |
| 3.3.1. | Recolección de Muestras de Suelo..... | 40 |
| 3.3.2. | Cromatografía de Gases | 41 |
| 3.3.2.1. | Secado de la muestra..... | 41 |
| 3.3.2.2. | Extracción ultrasónica..... | 41 |
| 3.3.2.3. | Filtrado de solución | 42 |
| 3.3.2.4. | Concentración de la muestra..... | 42 |
| 3.3.2.5. | Almacenamiento de la muestra..... | 43 |
| 3.3.2.6. | Calibración del equipo..... | 43 |
| 3.3.2.7. | Corrida de muestras | 44 |
| 3.3.3. | Cromatografía de Campo | 45 |
| 3.3.3.1. | Secado de la muestra..... | 45 |
| 3.3.3.2. | Preparación de la muestra | 46 |
| 3.3.3.3. | Sensibilización del papel filtro | 48 |
| 3.3.3.4. | Corrida cromatográfica sobre papel..... | 49 |
| 3.3.3.5. | Revelado de cromatogramas..... | 50 |
| 3.3.3.6. | Preservación de cromatogramas | 51 |
| 3.3.4. | Toma de Datos de Cromatografía de Campo..... | 52 |
| 3.3.5. | Análisis Estadístico | 53 |
| 3.3.6. | Análisis Económico | 56 |
| IV. | RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 57 |

| | |
|---|----|
| 4.1. RESULTADOS ANÁLISIS DE CORRELACIÓN PARCIAL Y REGRESIÓN MULTIPLE..... | 57 |
| 4.1.1. Análisis para la Variable Humedad..... | 58 |
| 4.1.2. Análisis para la Variable pH..... | 59 |
| 4.1.3. Análisis para la Variable Conductividad eléctrica (C.E.)..... | 60 |
| 4.1.4. Análisis para la Variable Materia Orgánica..... | 61 |
| 4.1.5. Análisis para la Variable Pesticidas Organoclorados..... | 62 |
| 4.1.6. Análisis para la Variable Pesticidas Organofosforados..... | 63 |
| 4.1.7. Análisis para la Variable Nitratos (NO ₃)..... | 64 |
| 4.1.8. Análisis para la Variable Amonio (NH ₄)..... | 65 |
| 4.1.9. Análisis para la Variable Nitrógeno total (NO ₃ +NH ₄)..... | 66 |
| 4.1.10. Análisis para la Variable Fósforo (P)..... | 67 |
| 4.1.11. Análisis para la Variable Potasio (K)..... | 68 |
| 4.1.12. Análisis para la Variable Calcio (Ca)..... | 69 |
| 4.1.13. Análisis para la Variable Magnesio (Mg)..... | 70 |
| 4.1.14. Análisis para la Variable Sodio (Na)..... | 71 |
| 4.1.15. Análisis para la Variable Cobre (Cu)..... | 72 |
| 4.1.16. Análisis para la Variable Hierro (Fe)..... | 73 |
| 4.1.17. Análisis para la Variable Manganeso (Mn)..... | 74 |
| 4.1.18. Análisis para la Variable Zinc (Zn)..... | 75 |
| 4.1.19. Análisis para la Variable Boro (B)..... | 76 |

XIII

| | | |
|---------|---|----|
| 4.1.20. | Análisis para la Variable Minerales | 77 |
| 4.1.21. | Análisis para la Variable Sulfatos (SO ₄) | 78 |
| 4.1.22. | Análisis para la Variable CICE | 79 |
| 4.1.23. | Análisis para la Variable CIC..... | 80 |
| 4.1.24. | Análisis para la Variable Bacterias..... | 81 |
| 4.1.25. | Análisis para la Variable Hongos | 82 |
| 4.2. | ANÁLISIS DE CROMATOGRAMAS DE COMPOST | 83 |
| 4.3. | RESULTADOS ANÁLISIS ECONÓMICO..... | 84 |
| V. | CONCLUSIONES..... | 85 |
| VI. | RECOMENDACIONES | 87 |
| VII. | BIBLIOGRAFÍA | 88 |
| VIII. | ANEXOS | 90 |

ÍNDICE DE CUADROS

| CUADRO N° | Pág. |
|--|-------------|
| Cuadro 1. Variables del Suelo Utilizadas Como Indicadores de Calidad..... | 10 |
| Cuadro 2. Triángulo de textura del sistema de clasificación de la USDA. | 11 |
| Cuadro 3. Pesticidas Órganofosforados. Concentración e Incertidumbre | 36 |
| Cuadro 4. Pesticidas Órganoclorados. Concentración e Incertidumbre..... | 37 |
| Cuadro 5. Condiciones de Trabajo Cromatógrafo | 43 |
| Cuadro 6. Matriz de Correlación Parcial Humedad vs. Cromatografía de Campo.... | 58 |
| Cuadro 7. Coeficientes de Regresión Múltiple para Humedad..... | 58 |
| Cuadro 8. Matriz de Correlación Parcial pH vs. Cromatografía de Campo. | 59 |
| Cuadro 9. Coeficientes de Regresión Múltiple para pH. | 59 |
| Cuadro 10. Matriz de Correlación Parcial C. Eléctrica vs. Cromatografía de Campo. | 60 |
| Cuadro 11. Coeficientes de Regresión Múltiple para Conductividad Eléctrica..... | 60 |
| Cuadro 12. Matriz de Correlación Parcial Materia Orgánica vs. Cromatografía de Campo. | 61 |
| Cuadro 13. Coeficientes de Regresión Múltiple para Materia Orgánica. | 61 |
| Cuadro 14. Matriz de Correlación Parcial Pesticidas Organoclorados vs. Cromatografía de Campo. | 62 |
| Cuadro 15. Coeficientes de Regresión Múltiple para Pesticidas Organoclorados.... | 62 |
| Cuadro 16. Matriz de Correlación Parcial Pesticidas Organofosforados vs. Cromatografía de Campo. | 63 |
| Cuadro 17. Coeficientes de Regresión Múltiple para Pesticidas Organofosforados. | 63 |
| Cuadro 18. Matriz de Correlación Parcial NO ₃ vs. Cromatografía de Campo. | 64 |

| | |
|---|----|
| Cuadro 19. Coeficientes de Regresión Múltiple para NO ₃ | 64 |
| Cuadro 20. Matriz de Correlación Parcial NH ₄ vs. Cromatografía de Campo..... | 65 |
| Cuadro 21. Coeficientes de Regresión Múltiple para NH ₄ | 65 |
| Cuadro 22. Matriz de Correlación Parcial Nitrógeno total vs. Cromatografía de Campo. | 66 |
| Cuadro 23. Coeficientes de Regresión Múltiple para Nitrógeno total. | 66 |
| Cuadro 24. Matriz de Correlación Parcial Fósforo vs. Cromatografía de Campo. | 67 |
| Cuadro 25. Coeficientes de Regresión Múltiple para Fósforo. | 67 |
| Cuadro 26. Matriz de Correlación Parcial Potasio vs. Cromatografía de Campo..... | 68 |
| Cuadro 27. Coeficientes de Regresión Múltiple para Potasio..... | 68 |
| Cuadro 28. Matriz de Correlación Parcial Calcio vs. Cromatografía de Campo..... | 69 |
| Cuadro 29. Coeficientes de Regresión Múltiple para Calcio..... | 69 |
| Cuadro 30. Matriz de Correlación Parcial Magnesio vs. Cromatografía de Campo.. | 70 |
| Cuadro 31. Coeficientes de Regresión Múltiple para Magnesio..... | 70 |
| Cuadro 32. Matriz de Correlación Parcial Sodio vs. Cromatografía de Campo..... | 71 |
| Cuadro 33. Coeficientes de Regresión Múltiple para Sodio..... | 71 |
| Cuadro 34. Matriz de Correlación Parcial Cobre vs. Cromatografía de Campo..... | 72 |
| Cuadro 35. Coeficientes de Regresión Múltiple para Cobre..... | 72 |
| Cuadro 36. Matriz de Correlación Parcial Hierro vs. Cromatografía de Campo..... | 73 |
| Cuadro 37. Coeficientes de Regresión Múltiple para Hierro. | 73 |
| Cuadro 38. Matriz de Correlación Parcial Manganeso vs. Cromatografía de Campo. | 74 |
| | 74 |
| Cuadro 39. Coeficientes de Regresión Múltiple para Manganeso. | 74 |
| Cuadro 40. Matriz de Correlación Parcial Zinc vs. Cromatografía de Campo. | 75 |
| Cuadro 41. Coeficientes de Regresión Múltiple para Zinc..... | 75 |

| | |
|---|----|
| Cuadro 42. Matriz de Correlación Parcial Boro vs. Cromatografía de Campo. | 76 |
| Cuadro 43. Coeficientes de Regresión Múltiple para Boro. | 76 |
| Cuadro 44. Matriz de Correlación Parcial Minerales total vs. Cromatografía de Campo. | 77 |
| Cuadro 45. Coeficientes de Regresión Múltiple para Minerales total. | 77 |
| Cuadro 46. Matriz de Correlación Parcial Sulfatos vs. Cromatografía de Campo. ... | 78 |
| Cuadro 47. Coeficientes de Regresión Múltiple para Sulfatos. | 78 |
| Cuadro 48. Matriz de Correlación Parcial CICE vs. Cromatografía de Campo. | 79 |
| Cuadro 49. Coeficientes de Regresión Múltiple para CICE. | 79 |
| Cuadro 50. Matriz de Correlación Parcial CIC vs. Cromatografía de Campo. | 80 |
| Cuadro 51. Coeficientes de Regresión Múltiple para CIC. | 80 |
| Cuadro 52. Matriz de Correlación Parcial Bacterias vs. Cromatografía de Campo. . | 81 |
| Cuadro 53. Coeficientes de Regresión Múltiple para Bacterias. | 81 |
| Cuadro 54. Matriz de Correlación Parcial Hongos vs. Cromatografía de Campo. | 82 |
| Cuadro 55. Coeficientes de Regresión Múltiple para Hongos. | 82 |
| Cuadro 56. Tabla Costos Variables Cromatografía de Campo. | 84 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| FIGURA N° | Pág. |
|---|-------------|
| Figura 1. Identificación de las zonas de un Cromatograma sobre papel..... | 30 |
| Figura 2. Fotografía Satelital Lugar Del Experimento..... | 34 |
| Figura 3. Diagrama de profundidades de muestreo. | 40 |
| Figura 4. Equipo Extracción Ultrasónica | 41 |
| Figura 5. Equipo de Filtrado | 42 |
| Figura 6. Equipo Kuderna para concentrado de muestras..... | 42 |
| Figura 7. Viales almacenados | 43 |
| Figura 8. Cromatograma Estándar Pesticidas Organoclorados | 44 |
| Figura 9. Cromatograma Estándar Pesticidas Organofosforados | 44 |
| Figura 10. Proceso de secado de muestras | 45 |
| Figura 11. Trituración de Muestra | 46 |
| Figura 12. Tamizado de Muestra | 46 |
| Figura 13. Pesaje de Muestra | 47 |
| Figura 14. Disolución de Muestra..... | 47 |
| Figura 15. Agitado de Solución | 47 |
| Figura 16. Sensibilización de Papel Filtro | 48 |
| Figura 17. Corrida de Muestras de suelo | 49 |
| Figura 18. Revelado de Cromatogramas Sobre Papel..... | 50 |
| Figura 19. Cromatograma Sin Parafina y Parafinado | 51 |
| Figura 20. Medición de las Zonas de Cromatogramas..... | 52 |
| Figura 21. Carga de Paquete Estadístico “ppcor” en “R” | 53 |
| Figura 22. Lectura de Archivo en programa “R”..... | 54 |

| | |
|---|----|
| Figura 23. Matriz de Correlación | 55 |
| Figura 24. Resumen Modelo de Regresión Lineal | 55 |
| Figura 25. Resumen Modelo de Regresión Lineal Rectificado | 56 |
| Figura 26. Cromatogramas de Compost Fresco y Terminado | 83 |

ÍNDICE DE ANEXOS

| ANEXO N° | Pág. |
|--|-------------|
| Anexo 1. Fotografías Toma de Muestras de Suelo | 90 |
| Anexo 2. Fotografías Preparación de Muestras para Laboratorios | 91 |
| Anexo 3. Fotografías Laboratorio ESPE..... | 91 |
| Anexo 4. Cromatografía de Campo | 93 |
| Anexo 5. Análisis Físico – Químico de Laboratorio | 95 |
| Anexo 6. Análisis Cromatografía de Gases | 100 |
| Anexo 7. Cuadro Resumen Análisis Cromatografía de Gases..... | 134 |
| Anexo 8. Cuadro Datos Análisis de Laboratorios..... | 135 |
| Anexo 9. Cuadro Datos Cromatografía de Campo sin Parafina | 136 |

I. INTRODUCCIÓN

En el Ecuador el sector agropecuario es de gran importancia, tanto económica por su aporte al PIB (Producto Interno Bruto), como social por la generación de empleo.

De acuerdo a las actuales tendencias de producción orgánica y exigencias de calidad por parte de los consumidores, obligan a todos los productores del agro, a dar un giro en el manejo de su producción hacia una producción sana y menos invasiva con el medio ambiente. Por lo que es importante el conocimiento y aplicación de técnicas rápidas, sencillas y eficaces que permitan verificar el estado de suelos, abonos, y productos para el desenvolvimiento de una producción más orgánica y amigable con el ambiente.

Con la necesidad creciente de productos orgánicos y saludables, la agricultura tradicional debe cambiar desde ser una agricultura insostenible ambientalmente hasta una agricultura orgánica y sustentable con el fin de cumplir con las necesidades de un mercado cada vez más exigente. Dentro de los productores orgánicos, encontramos a ECOFAS (Ecuadorian Organic Flowers Growers Association), productores comprometidos con la investigación y desarrollo de la producción orgánica en el país.

La cromatografía es un método físico de separación de solutos, basado en la velocidad de desplazamiento diferencial de los mismos al ser transportados por una fase móvil, líquida o gaseosa, a través de una fase estacionaria pudiendo ser sólida o líquida (Zhunaula, A. 2011).

La cromatografía de campo, es una técnica cualitativa de análisis de calidad biológica de suelo y abonos; basada en el principio anteriormente mencionado, aplicada a la agricultura para determinar el grado de actividad biológica de suelos y compost.

Una agricultura basada en el uso de insumos agroquímicos, deteriora no solo la salud del personal de una finca y del consumidor, sino también produce daños en el recurso más importante de la producción agropecuaria: el Suelo, el cual al contaminarse con agroquímicos, tiene limitada la cantidad y calidad de su producción, lo que crea la necesidad de utilizar un método rápido y confiable para detección de la calidad de suelo, referida a la cantidad de materia orgánica, contenido mineral, disponibilidad de nutrientes, efecto de pesticidas, que permita tomar acciones con la celeridad requerida en la producción de cultivos ornamentales.

Durante el presente trabajo de investigación, se buscó un modo de cuantificación para el análisis cromatográfico de campo, para lo cual se realizó un profundo análisis de correlaciones entre datos obtenidos de las distintas zonas de los cromatogramas

realizados a muestras de suelo obtenidas en una finca florícola ubicada en la provincia de Cotopaxi, las mismas que fueron enviadas simultáneamente a un laboratorio para su análisis físico-químico.

El presente estudio persiguió los siguientes objetivos:

1.1. OBJETIVOS

1.1.1. General

- Evaluar un sistema de cromatografía, a nivel de campo e instrumental, para el análisis de la calidad en suelos y compost en empresas asociadas a ECOFAS.

1.1.2. Específicos

- Comprobar la presencia o ausencia de materia orgánica en suelos y compost; mediante análisis de suelos y “cromatografía de campo”.
- Verificar la similitud de Capacidad de intercambio catiónico y demás resultados de un análisis de suelo con la “cromatografía en campo”.
- Realizar una comparación entre la cromatografía a nivel de laboratorio y de campo, relacionando básicamente la presencia o ausencia de pesticidas fosforados y clorados.

- Realizar un análisis microbiológico del suelo, que permita verificar los resultados de la cromatografía de campo.
- Evaluar económicamente la conveniencia de la aplicación del método de campo vs. métodos de laboratorio (en términos de tiempo y costo).
- Difundir los resultados al personal de las florícolas asociadas a ECOFAS, en la importancia del manejo de la técnica de campo y su aplicabilidad, una vez verificada la funcionabilidad y conveniencia económica del método.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. EL SUELO

Uphoff, citado por De la Rosa (2008), afirma que el suelo es el mayor soporte de la vida sobre la tierra. Lo que parece ser un simple material mineral homogéneo, contiene un sinnúmero de organismos como hongos, bacterias, especies animales y vegetales; de igual manera posee cantidades variables de aire y agua.

Robertson y Grandy, citados por De la Rosa (2008), sostienen que los suelos son sistemas vivos, muy complejos y dinámicos que forman parte integral de ecosistemas mayores. De esta manera el suelo participa en procesos propios de los ecosistemas naturales: intercambio de energías; movimiento y transformación de agua, carbono y nutrientes; además de dinámicas tróficas de la biodiversidad y otras características.

2.1.1. Importancia del Suelo

A pesar de su importancia para la vida, el suelo no ha recibido la atención que merece. Su degradación es una seria amenaza para el futuro de la humanidad. Por lo tanto, los científicos se enfrentan al triple desafío de intensificar, preservar e incrementar la calidad de la tierra. Para ello, es necesario contar con una sólida concepción de la calidad y sus indicadores, además un manejo sostenible de la tierra, para dar seguimiento a variables sociales y económicas. (Doran y Parkin 1994).

La calidad y la salud del suelo son conceptos equivalentes, no siempre considerados sinónimos (Doran y Parkin 1994). La calidad debe interpretarse como la utilidad del suelo para un propósito específico en una escala amplia de tiempo (Carter et al. 1997).

Romig *et al.* (1995), afirman que el estado de las propiedades dinámicas del suelo como contenido de materia orgánica, diversidad de organismos, o productos microbianos en un tiempo particular constituyen la salud del suelo.

Sojka y Upchurch (1999), sostienen que referirse a conceptos de calidad a menudo, se reconocen sólo los resultados positivos de ciertos indicadores, tales como el contenido de materia orgánica y la cantidad de lombrices, o sólo los aspectos negativos como la salinidad o la compactación. Así, la materia orgánica proporciona muchos beneficios al suelo, pero también puede tener impactos negativos ambientales y agrícolas, rara vez considerados en la evaluación de la calidad edáfica. Al incrementarse la materia orgánica se debe aumentar las dosis de aplicación de muchos pesticidas, lo que conlleva claras repercusiones negativas tanto económicas, ambientales y de salud. Otro ejemplo de efectos negativos, escasamente reconocidos en el contexto de la calidad edáfica, es la cantidad de lombrices. Por una parte, estos invertebrados benefician de manera importante la producción agrícola, pero por otra, incrementan el flujo y movimiento rápido de contaminantes aplicados superficialmente hacia el subsuelo y actúan como vectores de enfermedades vegetales (Sojka y Upchurch 1999).

Los indicadores de calidad del suelo pueden ser propiedades físicas, químicas y biológicas, o procesos que ocurren en él (SQI, 1996).

Las propiedades de los suelos varían naturalmente a través del tiempo por factores que determinan su formación como la precipitación, el material parental, los organismos que lo habitan, la actividad antropogénica, etc., en consecuencia no existe una sola medida biológica o química para determinar el estado de salud y calidad de un suelo (Doran, 2002). Para aproximarse al entendimiento de los ciclos de los nutrientes y a los niveles de actividad microbiana responsables de estos procesos, se investigan varias actividades enzimáticas del suelo porque dan cuenta de las reacciones bioquímicas que suceden dentro de este heterogéneo y complejo sistema; además, están estrechamente relacionadas con las propiedades físicas, químicas y biológicas y son sensibles a los cambios generados por manejo, por ende las actividades enzimáticas permiten monitorear el funcionamiento del suelo respondiendo a la necesidad de entender los efectos positivos, negativos e interactivos sobre las propiedades y los procesos que suceden dentro de esta matriz y las relaciones entre estos factores, los usos y prácticas de manejo.

2.1.2. Calidad de Suelo

Dada la multifuncionalidad del suelo, el concepto de calidad es relativo. Es decir, cada suelo tiene la capacidad natural para desarrollar una función específica. Mientras que desde el punto de vista agrícola la calidad de suelo puede considerarse como la capacidad del suelo de soportar el desarrollo de cultivos sin degradarse ni perjudicar al medio ambiente.

De acuerdo con De la Rosa (2008), podemos distinguir dos tipos de calidad:

- Inherente: dada por características permanentes del suelo, la mayoría de atributos físico químicos.
- Dinámica: conocida como salud del suelo dependiendo de variables edáficas que son cambiantes; relacionados al tipo de uso y manejo del mismo; de igual manera atributos biológicos.

En muchos casos el uso y manejo inadecuado de los suelos produce su degradación, produciendo alteraciones físicas (erosión, compactación, pérdida de la estructura, sellado), químicas (salinización, alcalinización, acidificación y pérdida de la fertilidad) y biológicas (pérdida de materia orgánica y de actividad biológica). En estos casos se afecta considerablemente la salud del suelo con una alteración del balance de agua (menor infiltración y agua almacenada y mayor pérdida de agua por escurrimiento y erosión) (Michelena R. e Irurtia C., s/f).

2.1.2.1. Indicadores de calidad de suelo

Doran y Parkin, citados por Bautista (2004), indican que para que las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo sean consideradas indicadores de calidad deben cubrir las siguientes condiciones:

- Describir los procesos del ecosistema.
- Integrar propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo.
- Reflejar los atributos de sostenibilidad que se quieren medir.
- Ser sensitivas a variaciones de clima y manejo.
- Ser accesibles a muchos usuarios y aplicables a condiciones de campo.
- Ser reproducibles.
- Ser fáciles de entender.
- Ser sensitivas a los cambios en el suelo que ocurren como resultado de la degradación antropogénica.
- Cuando sea posible, ser componentes de una base de datos del suelo ya existente.

Los principales indicadores de calidad de suelo se muestran en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Variables del Suelo Utilizadas Como Indicadores de Calidad

| TIPO | INDICADOR DEL SUELO |
|----------------------|---|
| Variables Físicas | Profundidad útil Textura* Estructura Porosidad (densidad aparente)* Estabilidad de agregados* Compactación* Infiltración* Conductividad hidráulica Retención de agua |
| Variables Químicas | Color Reacción (pH)* Carbonatos Salinidad* Alcalinidad Capacidad de cambio catiónico Macronutrientes* Elementos tóxicos |
| Variables Biológicas | Materia orgánica* Lombrices* Nematodos Hongos Índice de respiración* Mineralización de N Índice de descomposición Desintoxicación de contaminantes Actividad enzimática |

(*) Indicadores individuales recomendados por USDA (2006).

Fuente: De la Rosa, D. 2008.

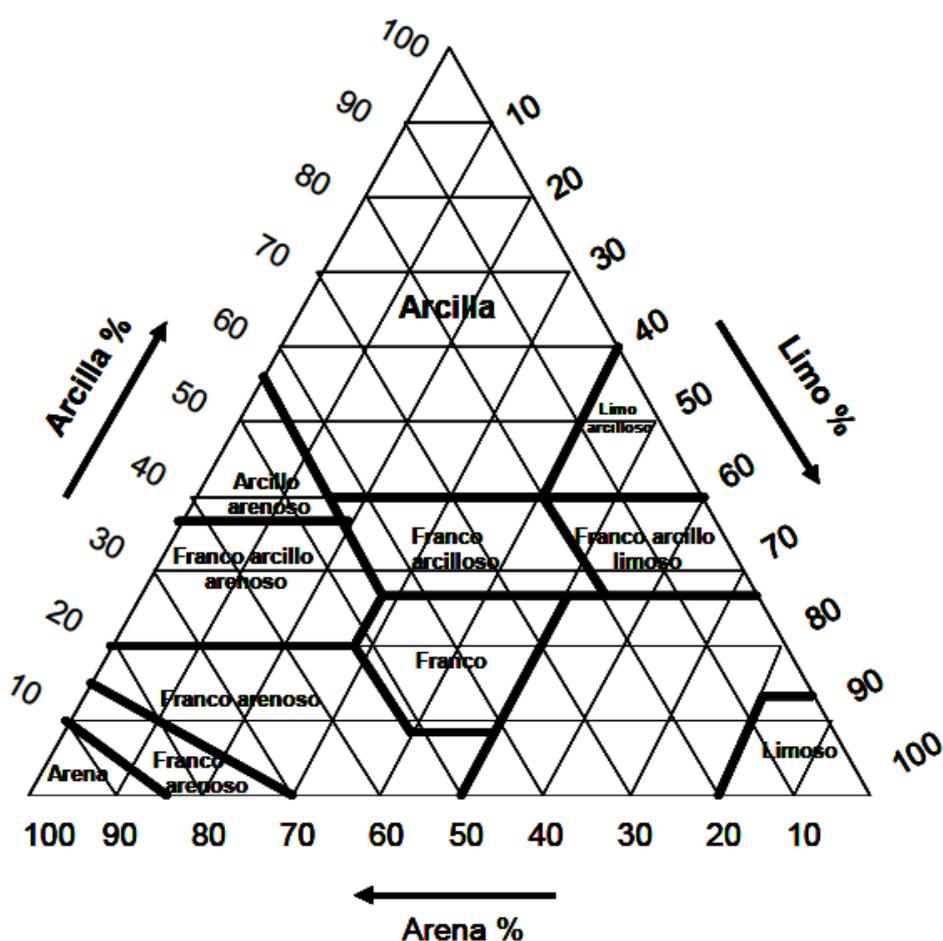
2.1.2.2. Interpretación de indicadores de calidad

- **FÍSICAS:**

- **Profundidad útil:** es aquella donde la raíz de la planta puede explorar con facilidad.

- **Textura:** es la proporción relativa por tamaños de partículas de arena, limo y arcilla; las cuales al combinarse permiten categorizar al suelo en una de las 12 clases texturales; mediante el uso del triángulo de texturas de la USDA (Cuadro 2).

Cuadro 2. Triángulo de textura del sistema de clasificación de la USDA.



Fuente: Fernández, L., et al. 2006.

- **Estructura:** las partículas del suelo agrupadas en conjuntos de diferente forma y tamaño, denominadas agregados, los cuales

determinan la estructura. Los principales tipos de estructura del suelo son: laminar, prismática, columnar, en bloques, granular y grumosa (FAO, 2006).

- **Porosidad:** es la relación entre el volumen que ocupan los poros y el volumen total, expresada en porcentaje. La densidad aparente del suelo se relaciona con el espacio poroso de modo que cuando la densidad aparente aumenta el volumen de poros disminuye.

 - **Características Hidráulicas:** la humedad en el suelo depende de la infiltración (velocidad con que penetra el agua en el suelo), conductividad hidráulica (mide el movimiento del agua en el suelo para un gradiente determinado, condicionando la infiltración y percolación) y capacidad de retención de agua. De acuerdo con (Carlisle y Collins), citados por De la Rosa, (2008).
-
- **QUÍMICAS:**
 - **Color:** es la propiedad más fácilmente observable del suelo, siendo una medida bastante objetiva y de uso extendido utilizando la cartilla de colores de Munsell. El color generalmente representa el contenido de materia orgánica.

- **Reacción (pH):** el balance ácido-base está determinado por el pH, oscilando entre muy ácido (pH=3) y fuertemente alcalino (pH=8).

- **Salinidad y alcalinidad:** consiste en la acumulación de sales globalmente expresada por la conductividad eléctrica. Siendo salino cuando se concentran sales neutras (NaCl o Na₂(SO₄); y alcalino cuando el sodio se combina con aniones débiles como HCO₃⁻, alcanzando pH superiores a 8.5.

- **Capacidad de cambio catiónico:** es la capacidad del suelo para retener e intercambiar diferentes elementos minerales. Esta capacidad aumenta notablemente con la presencia de materia orgánica, y podría decirse que es la base de lo que llamamos fertilidad del suelo. La CIC depende de la textura del suelo y del contenido de materia orgánica. En general, entre más arcilla y materia orgánica en el suelo, la capacidad de intercambio es mayor debido a la que las arcillas y humus están cargados negativamente reteniendo los iones positivos del suelo.

- **Nutrientes:** los principales elementos nutrientes para las plantas son Carbono, Nitrógeno, Oxígeno, Fósforo, Potasio y Azufre (C, N, O, P, K, S); siendo cada uno parte de un ciclo bio-geo-químico diferente.

- **BIOLÓGICOS:**

- **Materia orgánica:** es la fracción orgánica que incluye residuos vegetales y animales en diferentes estados de descomposición; tejidos y células de organismos que viven en el suelo; y sustancias producidas y vertidas por esos organismos. Esta definición es muy amplia pues incluye tanto a los materiales poco alterados como a aquellos que sí han experimentado cambios de descomposición, transformación y resíntesis dentro del suelo. Además se pueden incluir compuestos orgánicos tóxicos, provenientes de las actividades industriales del hombre, como la contaminación de suelos por hidrocarburos del petróleo, que también constituye parte de la materia orgánica del suelo (Etchevers, 1988).
- **Abundancia de organismos:** incluye el recuento o estimación del número de organismos específicos del suelo, como lombrices, hongos y nematodos. Los cuales son responsables de la descomposición y ciclos de diversos componentes.
- **Actividad biológica:** relacionada directamente con diversos procesos condicionantes de la productividad agrícola como son el ciclo del carbono, control de enfermedades, eliminación de contaminantes; un

indicador indirecto de la actividad biológica es el índice de respiración. La actividad enzimática del suelo es un indicador importante ya que ciertas enzimas están correlacionadas con funciones de los microorganismos como la descomposición y ciclos del C, N, P, y S.

2.2. IMPORTANCIA DE LA MATERIA ORGÁNICA EN EL SUELO.

Según Sepúlveda et al., (2010), la materia orgánica proporciona grandes beneficios a los suelos:

- Contribuye a que las partículas minerales individuales del suelo formen agregados estables, mejorando así la estructura del suelo y facilitando su laboreo.
- Favorece una buena porosidad, mejorando así la aireación y la penetración del agua.
- Aumenta la capacidad de retener agua.
- Por las razones anteriores, disminuye los riesgos de erosión.
- Proporciona partículas de tamaño coloidal con carga negativa (humus), que tiene alta capacidad de retener e intercambiar cationes nutritivos.
- Actúa como agente amortiguador al disminuir la tendencia a un cambio brusco del pH del suelo cuando se aplican sustancias de reacción ácida o alcalina.

- Hace posible la formación de complejos órgano-metálicos, estabilizando así micronutrientes del suelo que de otro modo no serían aprovechables.
- Es una fuente de elementos nutritivos, que son aprovechables por las plantas después que la materia orgánica ha sido descompuesta por los microorganismos.

Es posible incrementar la materia orgánica del suelo mediante varias prácticas, tales como incorporación de rastrojos de algún cultivo, establecimiento de rotación de cultivo que consideren leguminosas, abonos verdes, cubiertas vegetales, fabricación y aplicación de compost, entre otros. (Sepúlveda, F., et al. 2010).

2.2.1. Beneficios Ambientales de la Agricultura Orgánica

La agricultura orgánica toma en cuenta los efectos a mediano y a largo plazo de las intervenciones agrícolas en el agroecosistema. Se propone producir a la vez que se establece un equilibrio ecológico para proteger la fertilidad del suelo o evitar problemas de plagas. La agricultura orgánica asume un planteamiento activo en vez de afrontar los problemas conforme se presenten.

2.2.1.1. Beneficios sobre el suelo

En la agricultura orgánica son fundamentales las prácticas de enriquecimiento de los suelos, como la rotación de cultivos, los cultivos mixtos, las asociaciones simbióticas, los cultivos de cubierta, los fertilizantes orgánicos y la labranza mínima, que benefician a la fauna y la flora del suelo, mejoran la formación de éste y su estructura, propiciando sistemas más estables. A su vez, se incrementa la circulación de los nutrientes y la energía, y mejora la capacidad de retención de nutrientes y agua del suelo, que compensa que se prescindiera de fertilizantes minerales. Estas técnicas de gestión también son importantes para combatir la erosión, se reduce el lapso de tiempo en que el suelo queda expuesto a ésta, se incrementa la biodiversidad del suelo y disminuyen las pérdidas de nutrientes, lo que ayuda a mantener y mejorar la productividad del suelo. La emisión de nutrientes de los cultivos suele compensarse con los recursos renovables de origen agrícola, aunque a veces es necesario añadir a los suelos potasio, fósforo, calcio, magnesio y oligoelementos de procedencia externa (FAO, s/f).

2.2.1.2. Beneficios sobre el agua

En muchas zonas agrícolas es un gran problema la contaminación de las corrientes de agua subterráneas con fertilizantes y plaguicidas sintéticos. Como está prohibido utilizar estas sustancias en la agricultura orgánica, se sustituyen con fertilizantes orgánicos (por ejemplo: compostas, estiércol animal, abono verde) y mediante el

empleo de una mayor biodiversidad (respecto a las especies cultivadas y a la vegetación permanente), que mejoran la estructura del suelo y la filtración del agua. Los sistemas orgánicos bien gestionados, con mejores capacidades para retener los nutrientes, reducen mucho el peligro de contaminación del agua subterránea. En algunas zonas donde la contaminación es un gran problema, se alienta la adopción de la agricultura orgánica como medida de restablecimiento del medio ambiente (por ejemplo, por los gobiernos de Francia y Alemania) (FAO, s/f).

2.2.1.3. Beneficios sobre el aire

La agricultura orgánica reduce la utilización de energía no renovable al disminuir la necesidad de sustancias agroquímicas (cuya producción requiere una gran cantidad de combustibles fósiles). La agricultura orgánica contribuye a mitigar el efecto de invernadero y el calentamiento del planeta mediante su capacidad de retener el carbono en el suelo. Muchas prácticas de gestión utilizadas por la agricultura orgánica (como la labranza mínima, la devolución de los residuos de las cosechas al suelo, la utilización de cubiertas vegetales y las rotaciones, así como la mayor integración de leguminosas que contribuyen a la fijación del nitrógeno), incrementan la devolución de carbono al suelo, lo que eleva la productividad y favorece el almacenamiento de carbono (FAO, s/f).

2.2.1.4. Beneficios sobre la biodiversidad

Los agricultores orgánicos son guardianes de la biodiversidad a la vez que la utilizan, en todos los niveles. En el plano de los genes, prefieren las semillas y las variedades tradicionales y adaptadas, por su mayor resistencia a las enfermedades y a las presiones del clima. En el plano de las especies, diversas combinaciones de plantas y animales optimizan los ciclos de los nutrientes y la energía para la producción agrícola. En cuanto al ecosistema, mantener zonas naturales dentro y alrededor de los campos de cultivo, así como que no se utilicen insumos químicos, propician un hábitat adecuado para la flora y la fauna silvestres. La utilización frecuente de especies subutilizadas (a menudo como cultivos de rotación para restablecer la fertilidad del suelo) reduce la erosión de la agrobiodiversidad y crea una reserva de genes más sana, que es la base de la futura adaptación. Al proporcionarse estructuras que ofrecen alimento y abrigo, y al no utilizarse plaguicidas, se propicia la llegada de especies nuevas (de tipo permanente o migratorio) o que otras anteriores vuelvan a colonizar la zona orgánica, especies de flora y de fauna -como algunas aves- y organismos benéficos para el sistema orgánico, como polinizadores y depredadores de las plagas. (FAO, s/f).

2.3. ANÁLISIS DE LABORATORIO

2.3.1. Análisis Físico-Químico de Suelo

Las características físico-químicas del suelo, deben ser conocidas por el productor agrícola, ya que el crecimiento y desarrollo de los cultivos y la cantidad y calidad de las cosechas, están en relación directa con los nutrimentos y las características de los suelos.

El rendimiento de un cultivo es afectado por diversos factores, entre los que ocupa un lugar importante la disponibilidad de los nutrimentos esenciales para las plantas en el suelo. Cuando estos nutrimentos no están en cantidades adecuadas, hay necesidad de adicionar fertilizantes químicos o enmiendas para suplir las necesidades y corregir condiciones adversas.

La información obtenida mediante los análisis de suelos, es básica para hacer recomendaciones sobre fertilización para situaciones específicas.

Dichos análisis constituyen una excelente guía para el uso racional de los fertilizantes. Sin embargo, no debe olvidarse que en la producción de cultivos, interviene un conjunto de factores de gran importancia como: clima, variedades,

control fitosanitario, manejo general y otras, que podrían limitar el desarrollo adecuado de una planta si no se encuentra en el grado óptimo requerido.

2.3.1.1. Análisis realizados en un laboratorio

Los análisis en laboratorio utilizan distintas técnicas, dependiendo: la muestra, sistema de validación y laboratorio. Aquellos análisis que se realizan como rutina básica son:

- pH: Potenciómetro
- Fósforo: Extractante: Bray & Kurtz, Reactivo de color: Cloruro estannoso.
Por fotolorimetría.
- Cationes: Extractante: Acetato de Amonio
- Calcio Y Magnesio: Por complejometría con EDTA
- Sodio y Potasio: Por fotometría de llama
- Conductividad: En pasta saturada, con conductímetro
- Materia orgánica: Walkley & Black
- Nitrógeno por Kjeldahl

2.3.1.2. Análisis microbiológico

Los continuos cambios que ha sufrido el suelo a lo largo del tiempo y de las explotaciones agrícolas han llevado a que la red trófica sufra un desequilibrio,

favoreciendo la colonización de microorganismos patógenos, los cuales limitan económicamente las cosechas a través del daño causado a la planta o por el desplazamiento de la microfauna benéfica, encargada también de favorecer todos los intercambios nutricionales en el suelo. Bajo esas circunstancias el desarrollo sanitario y nutricional de un cultivo, parte desde el conocimiento de la microbiología del suelo y con ello establecer programas preventivos y/o curativos.

De acuerdo con Obregón (2007), los suelos y sustratos son un medio para el crecimiento de las plantas y los microorganismos tanto benéficos como potenciales causantes de enfermedades en las plantas. Por esa razón es necesario verificar la calidad y cantidad de microflora presente y con esa información tomar las medidas preventivas y correctivas del caso.

La importancia de los microorganismos en ambientes naturales deriva de su cantidad, diversidad y, sobre todo, de su gran espectro de actividades que, en la mayoría de los casos, repercuten en los seres superiores con los cuales comparte un determinado hábitat. Concretamente en el suelo, los microorganismos desarrollan una amplia gama de acciones que inciden en el desarrollo y nutrición vegetal (Acuña, O. 2006).

Según Obregón (2007), basado en los múltiples ensayos realizados en su laboratorio propuso algunos parámetros que califican la salud del suelo o sustrato. Se determinó que los niveles deseados de microorganismos expresados en unidades formadoras de colonias (U.F.C) por gramo, son los siguientes: Bacterias aerobias mínimo 10^6 ,

Bacterias anaerobias máximo 10^4 , Actinomycetos mínimo 10^4 , Hongos mínimo 10^3 y Levaduras máximo 10^4 u.f.c/g.

En el recuento de hongos se debe dar más valor a la diversidad que a la cantidad, así como la presencia de benéficos y ausencia de patógenos. Los análisis microbiológicos del suelo se convierten en una herramienta útil para la predicción de posibles ataques de patógenos de suelo y destaca la necesidad de inocular los suelos o sustratos con microorganismos benéficos cuando estos están ausentes o en bajas poblaciones.

2.3.2. Análisis Cromatográfico de Gases

La cromatografía de gases es una técnica en la que la muestra se volatiliza y se inyecta en la cabeza de una columna cromatográfica. La elución se produce por el flujo de una fase móvil de gas inerte. El gas portador debe ser un gas inerte, para prevenir su reacción con el analito o la columna. Generalmente se emplean gases como el helio, argón, nitrógeno, hidrógeno o dióxido de carbono, y la elección de este gas en ocasiones depende del tipo de detector empleado. El almacenaje del gas puede ser en tanques a presión o empleando un generador, especialmente en el caso del nitrógeno y del hidrógeno.

El gas portador cumple básicamente dos propósitos:

- Transportar los componentes de la muestra
- Crear una matriz adecuada para el detector.

Un gas portador debe reunir ciertas condiciones:

- Debe ser inerte para evitar interacciones (tanto con la muestra como con la fase estacionaria).
- Fácilmente disponible y puro
- Económico
- Adecuado al detector a utilizar

A diferencia de los otros tipos de cromatografía, la fase móvil no interacciona con las moléculas del analito; su única función es la de transportar el analito a través de la columna (Alvarado, B., 2007).

2.3.2.1. Componentes de un Cromatógrafo de Gases.

La cromatografía de gases se lleva a cabo en un cromatógrafo de gases. Éste consta de diversas partes como:

- Sistema de inyección de muestra, donde es inyectada la muestra con una jeringa a través de un septum de goma a un alineador de vidrio donde es

vaporizada y transportada por el gas al interior de la columna convirtiendo la muestra en vapor.

- Sistema de separación, Se basa en el empleo de columnas capilares, que requieren de volúmenes de muestras de 1 ul a 5 ul. Que se encuentran constituidas por sílice fundido, con diámetros de 200-259 mm y longitudes de 20m.
- Horno, La columna cromatografía es enrollada, sujeta en un soporte y se introduce en el interior de un horno que calienta y enfría rápidamente.
- Sistema de Detección. Existen varios tipos de detectores

Detector de Captura de Electrones (ECD) posee la característica de detectar aquellas sustancias que poseen una elevada afinidad electrónica, mide una reducción de la señal en lugar de una amplificación (Zhunaula A., 2011).

El eluyente pasa entre dos electrodos. Uno de los electrodos tiene en su superficie un radioisótopo que emite electrones de alta energía conforme decae.

Los electrones bombardean el gas portador formándose un plasma que contiene iones positivos, radicales y electrones térmicos.

Se aplica una diferencia de potencial de modo que se recolectan los electrones generados. Los compuestos que absorben electrones reaccionan con los electrones térmicos disminuyendo la corriente del detector, la cual es medida y permite la cuantificación.

Detector Nitrógeno Fosforo (NPD) El detector de nitrógeno fósforo, también llamado detector de llama alcalina, es un detector de ionización de llama modificado, ya que produce partículas cargadas en una llama alcalina donde los compuestos con Fósforo y Nitrógeno incrementan la corriente de partículas al ser especialmente sensible a ellos (pero que responde también a hidrocarburos). En particular, tiene interés en análisis de medicamentos, pesticidas y herbicidas.

La desventaja principal es su relativamente baja estabilidad y la dependencia a la respuesta al flujo del aire en el gas portador (Jarrín, M., 2011).

2.4. ANÁLISIS CROMATOGRÁFICO DE CAMPO

Ehrenfried Pfeiffer comenzó a trabajar con Rudolf Steiner en 1920 y después de la muerte de éste en 1925 trabajó en su laboratorio privado en Suiza.

Pfeiffer llegó a los Estados Unidos en 1933 y su trabajo fue esencial para el desarrollo de la agricultura biodinámica en ese país; investigó, desarrolló y aplicó una serie de técnicas a las cuales se les ha llamado “métodos de formación de imágenes” con aplicaciones en agricultura y medicina.

Entre los métodos de formación de imágenes más importantes se encuentra la cristalografía sensible (aplicada en medicina para la detección de enfermedades cancerígenas) y la cromatografía en papel circular o “prueba del cromatograma” que se aplica en agricultura para determinar el grado de actividad biológica de suelos y compostas. (Innovaknews, 2009).

En 1906, el botánico ruso Mikhail Tswett (1872-1919), formalizó el uso de la cromatografía en estudios científicos, aplicándola a la separación de los pigmentos naturales que se encuentran en las plantas (conocidos como carotenoides y clorofilas). Además le dio ese nombre a la técnica. Tswett empacó una columna de vidrio vertical con material adsorbente. Luego, por la columna vertical vertió una solución que contenía la mezcla de pigmentos provenientes de las hojas molidas de una planta. Pasados unos minutos, el material empacado en la columna había adquirido una coloración diferente por segmentos. Es decir, había logrado la separación de los pigmentos naturales de la planta. En cada segmento de color definido había un pigmento diferente.

La cromatografía de suelos sobre papel es una técnica antigua pero con aplicaciones nuevas en Ecuador es un análisis rápido y económico del estado del suelo y abonos orgánicos.

Para el desarrollo de la técnica de cromatografía de suelos en papel, Pfeiffer se basó en fotografías de los trabajos de Theodor Schwenk, la dinamólisis de Lily Kolisko y la cristalización sensitiva de las sales de cobre investigadas por él. Con el "Chroma Test", Pfeiffer consiguió separar una vitamina C natural de la sintética industrial, demostrando así la diferencia cualitativa entre ellas. (Restrepo, J., y Pinheiro, S. 2011).

Pfeiffer, murió en 1961, y para entonces pocos conocían y utilizaban su método de cromatografía de suelos. Actualmente esta técnica permite a los agricultores a todo nivel “medir” con total autonomía la salud del suelo y la calidad de los alimentos.

Pfeiffer encontró que una solución de hidróxido de sodio (NaOH), en una muestra de suelo era suficiente para solubilizar las sustancias nitrogenadas del metabolismo de los microorganismos presentes en ella, los cuales reaccionaban por la cantidad de N/NH₃/NO₂/NO₃ al ser expuestas sobre un papel filtro especial impregnado con nitrato de plata, y luego revelan una serie de colores y distancias específicos. Cuanto mayor era el contenido de sustancias nitrogenadas, mayor el anillo de compuestos y la intensidad de colores presentes, los cuales varían sobre la presencia de Oxígeno (oxidante) o Azufre (reductor) liberador por los microorganismos predominantes en el momento de la recolección de la muestra. Este método permitió también evaluar los minerales, los que por su solubilidad, valencia y grado de óxido reducción forman diferentes círculos sobre el cromatograma. (Restrepo, J., y Pinheiro, S. 2011).

2.4.1. Interpretación de un Cromatograma en papel

De acuerdo con Restrepo, J. y Pinheiro, S. (2011), la prueba del cromatograma sobre papel proporciona una idea visual de la salud del suelo o composta en el momento en que se procesa la muestra. Sin embargo, deberá considerarse que el proceso de compostaje y la biología del suelo son procesos dinámicos, de tal forma que los cromatogramas hechos en diferentes épocas del año o diferentes momentos en el proceso de compostaje pueden variar enormemente. Por otro lado, debido a que los microorganismos del suelo son responsables de la humificación de la materia orgánica cruda en los suelos (o durante el proceso de compostaje), la “prueba del croma” es un buen indicador de la actividad microbiana en el suelo. Las sustancias húmicas migran diferentes distancias por acción capilar dependiendo del peso molecular que posean y la afinidad con el solvente y la fase estacionaria (papel filtro). El grado de humificación que presenten es también un indicador del nivel de actividad microbiana.

Para aprender a interpretar las imágenes de la “prueba del croma” es fundamental iniciar con sustancias o muestras conocidas y gradualmente formar con éstas una colección de cromatogramas patrón o estándares.

A continuación se detallan los puntos más importantes a considerar en un croma:

- Número, ancho y color de las diferentes zonas formadas (Figura 1), así como la regularidad o irregularidad de su forma.

- Formación de anillos entre la zona media y la zona externa.
- Color de las zonas: el color café en diferentes tonalidades distribuido en gran parte de la imagen se atribuye a una buena formación de humus coloidal; el café oscuro se relaciona con ácidos húmicos; las radiaciones de color violeta son sustancias minerales o reducción de materia orgánica. En el caso de extractos de plantas, preparaciones de vitaminas, etc. la interpretación de los colores cambia considerablemente.
- Forma de la terminación de las radiaciones (terminación en punta), número y color. Las radiaciones color violeta en la zona interna son indicadores del proceso de descomposición de minerales o mineralización. Las diferentes fases de fermentación (descomposición, formación de humus, mineralización y descomposición avanzada) están claramente indicadas en los cromatogramas de suelos y compostas.



Figura 1. Identificación de las zonas de un Cromatograma sobre papel

Fuente: Restrepo J. y Pinheiro S. 2011.

2.5. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

2.5.1. Correlaciones y Regresiones

En el campo agrícola especialmente en la evaluación de suelos los sistemas estadísticos son métodos muy utilizados. Según De la Rosa (2008), los análisis estadísticos de correlación y regresión son utilizados para investigar contribuciones relativas a características seleccionadas. El coeficiente de determinación múltiple (R^2) presentado por este análisis representa un índice inductivo de validación del modelo al expresar el porcentaje de variación observada.

Estos análisis de regresión y correlación son un punto de partida importante para la selección de variables independientes (x) al proporcionar una medida de sus efectos sobre la variable de respuesta (y) ya que mide el grado de asociación entre 2 variables, valores que cambian entre 1 y -1. Al no existir relación entre las variables $r = 0$.

La raíz cuadrada del coeficiente de determinación (R^2) es lo que se denomina coeficiente de correlación r, el cual viene dado por:

$$r = \frac{\sum xy - (\sum x)(\sum y)/n}{\sqrt{[\sum x^2 - (\sum x)^2/n][\sum y^2 - (\sum y)^2/n]}}$$

Esta metodología ha sido empleada sobre todo en la predicción de productividad del suelo en algunos cultivos. En la presente investigación los métodos de correlación y regresión han sido útiles para determinar relaciones entre una técnica cualitativa con técnicas cuantitativas.

La correlación parcial permite estudiar la relación existente entre dos variables controlando el posible efecto de una o más variables cuantitativas extrañas. Un coeficiente de correlación parcial es una técnica de control estadístico que expresa el grado de relación lineal entre dos variables tras eliminar de ambas el efecto atribuible a terceras variables. Y al utilizar una regresión múltiple se otorga mayor confiabilidad a la estimación tomando en cuenta el coeficiente de determinación.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN DEL LUGAR DE LA INVESTIGACIÓN

3.1.1. Ubicación Política

Provincia: Cotopaxi

Cantón: Salcedo

Parroquia: Mulalillo

Lugar: Nevado Roses S.A.

3.1.2. Ubicación Geográfica

Latitud: 1° 5'56.50"S

Longitud: 78°37'6.96"O

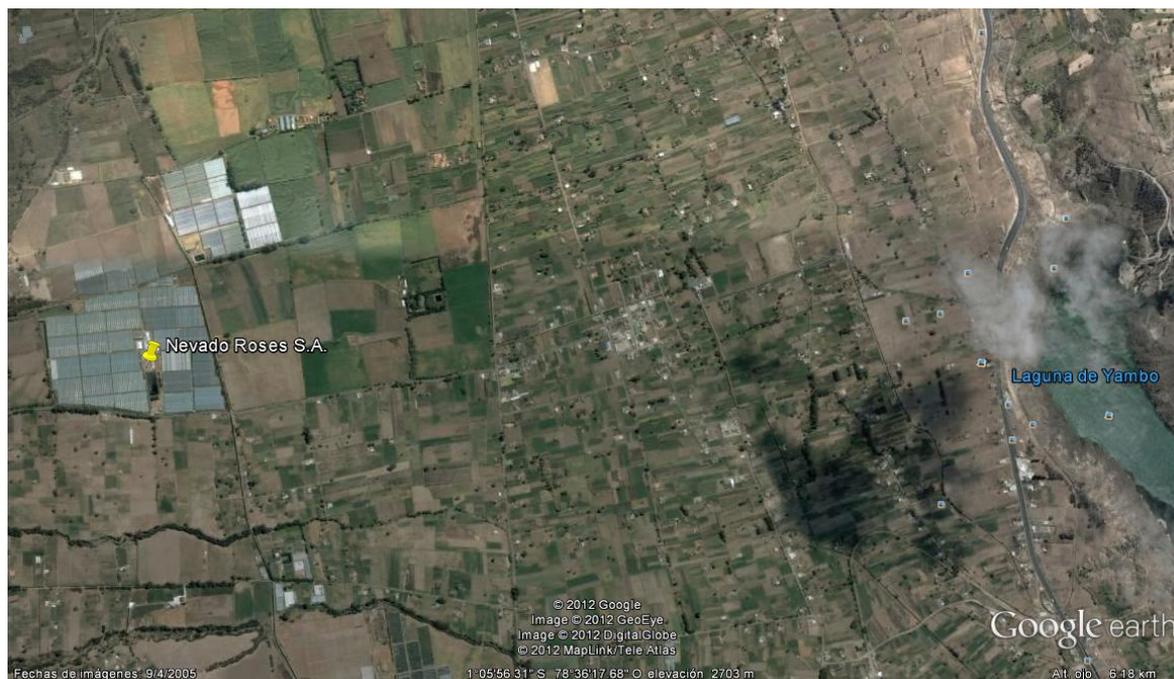


Figura 2. Fotografía Satelital Lugar Del Experimento.

Fuente: Google Earth.

3.1.3. Ubicación Ecológica

- **Zona de vida:** Bs-MB
- **Altitud:** 2756 msnm
- **Temperatura (Media):** 13 °C
- **Precipitación (Anual):** 400 mm
- **Suelos:** Franco Arenosos
- **Vegetación:** Arbustos, Agaves, Cactus

Fuente: Finca

3.2. MATERIALES

3.2.1. Materiales y Estándares para Cromatografía en Laboratorio

3.2.1.1. Equipos

- Cromatógrafo de Gases marca Perkin Elmer Modelo Clarus 500 que incluye:
 - Touch Screen
 - Control Neumático de Presión (PPC)
 - Automuestreador
 - Inyector de columnas Capilares con control electrónico de presión Split/Splitless.
 - Sistema de Detección de Nitrógeno Fosforo NPD y Detector de Captura de Electrones (ECD)
 - Software Total Chrom Navigator
- Balanza Analítica
- Sonificador
- Rotavapor
- Concentrador Kuderna

3.2.1.2. Reactivos

- Hexano grado pesticida (C₆H₁₄) al 99.9% de pureza, marca Merck.
- Tanque de gas comprimido de helio, nitrógeno, hidrogeno, aire.

3.2.1.3. Estándares

- Estándar RESTEK Mix de Pesticidas Fosforados (Cuadro 3), que contiene los siguientes pesticidas:

Cuadro 3. Pesticidas Órganofosforados. Concentración e Incertidumbre

| COMPUESTO | CONCENTRACION(μg/ml) | % Incertidumbre (95%) C.L. ; K=2 |
|-----------------------------|----------------------|-------------------------------------|
| Dichlorvos(DDVP) | 501.760 | +/- 0.67% |
| Mevinphos(phosdrin) | 500.00 | +/- 0.67% |
| Ethoprophos | 499.800 | +/- 0.67% |
| Methylparaaxon(Parathion) | 502.00 | +/- 0.67% |
| Chlorpyrifos(Dursban) | 500.00 | +/- 0.67% |
| Stirofos(tetrachlorvinphos) | 504.960 | +/- 0.67% |
| Disulfoton Sulfon | 502.00 | +/- 0.67% |

Fuente: Jarrín, B. 2011.

- Estándar RESTEK Mix Pesticidas Organoclorados (Cuadro 4), que contiene los siguientes pesticidas:

Cuadro 4. Pesticidas Órganoclorados. Concentración e Incertidumbre

| C E R T I F I E D V A L U E S | | | | | | | |
|---------------------------------|---|--------------------------------|---|----------|-------|-------------|------------|
| Elution Order | Compound | Grav. Conc. (weight/volume) | Expanded Uncertainty (95% C.L.; K=2) | | | | |
| 1 | alpha-BHC CAS # 319-84-6 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 2 | gamma-BHC (Lindane) CAS # 58-89-9 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 3 | beta-BHC CAS # 319-85-7 Purity 98% | 2,000.2 ug/mL | +/- | 11.7382 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5429 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7321 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 4 | delta-BHC CAS # 319-86-8 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 5 | Heptachlor CAS # 76-44-8 Purity 98% | 2,000.2 ug/mL | +/- | 11.7382 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5429 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7321 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 6 | Aldrin CAS # 309-00-2 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 7 | Heptachlor epoxide (isomer B) CAS # 1024-57-3 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 8 | trans-Chlordane CAS # 5103-74-2 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 9 | cis-Chlordane CAS # 5103-71-9 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 10 | 4,4'-DDE CAS # 72-55-9 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 11 | Endosulfan I CAS # 959-98-8 Purity 98% | 2,000.2 ug/mL | +/- | 11.7382 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5429 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7321 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 12 | Dieldrin CAS # 60-57-1 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 13 | Endrin CAS # 72-20-8 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 14 | 4,4'-DDD CAS # 72-54-8 Purity 97% | 2,000.1 ug/mL | +/- | 11.7379 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5415 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7297 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 15 | Endosulfan II CAS # 33213-65-9 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 16 | 4,4'-DDT CAS # 50-29-3 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 17 | Endrin aldehyde CAS # 7421-93-4 Purity 97% | 2,000.1 ug/mL | +/- | 11.7379 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5415 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7297 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 18 | Methoxychlor CAS # 72-43-5 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 19 | Endosulfan sulfate CAS # 1031-07-8 Purity 99% | 2,000.0 ug/mL | +/- | 11.7371 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5365 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7212 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| 20 | Endrin ketone CAS # 53494-70-5 Purity 95% | 1,999.8 ug/mL | +/- | 11.7357 | ug/mL | Gravimetric | Unstressed |
| | | | +/- | 70.5277 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| | | | +/- | 121.7059 | ug/mL | Unstressed | Stressed |
| Solvent: | Hexane/Toluene (50:50) CAS # 110-54-3/108-88-3 Purity 99% | | | | | | |

Fuente: Restek

3.2.2. Materiales para Cromatografía de Campo

3.2.2.1. Materiales campo

- Excavadora manual
- Pala cuadrada
- 6 Espátulas plásticas
- 6 Baldes de 6L
- Fundas plásticas o de papel encerado
- Cinta adhesiva
- Marcador permanente
- Lápiz

3.2.2.2. Materiales laboratorio:

- Una caja de papel filtro Whatman #4 de 150mm de diámetro.
- Balanza electrónica (1/2g – 100g)
- 6 Cajas petri de 10cm
- 6 Cajas petri de 5cm
- 12 Erlenmeyer de vidrio de 125mL
- 5 Vasos de precipitación de 150 mL
- 1 probeta de 100mL

- 2 morteros de porcelana de 12 a 15 cm, con pistilo
- Agua destilada
- Jeringas de 10mL con aguja
- Jeringas de 5mL con aguja
- Tijera
- Regla de 30cm
- 2 lápices negros 2HB
- Sacapuntas
- 1 Resma de papel
- 4 Rollos de papel toalla
- 1 Caja de cartón grande o cámara oscura
- 1 martillo
- 1 sacabocado de 2mm de diámetro

3.2.2.3. Reactivos

- Nitrato de Plata en cristales
- Hidróxido de Sodio en perlas

3.3. MÉTODOS

3.3.1. Recolección de Muestras de Suelo

El tipo de muestreo para recolección de muestras de suelo utilizado en campo fue en forma aleatoria y sistemática; tomando submuestras obtener una muestra compuesta (Anexo 1), este procedimiento fue realizado para el análisis a tres profundidades como se muestra en la Figura 3.

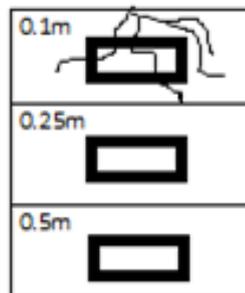


Figura 3. Diagrama de profundidades de muestreo.

Fuente: Autor

Las muestras fueron divididas en tres porciones, envasadas en fundas y frascos de vidrio ámbar para su traslado al laboratorio (Anexo 2), para análisis físico-químico, microbiológico y de pesticidas respectivamente. La tercera porción de la muestra fue utilizada para el análisis cromatográfico de campo.

3.3.2. Cromatografía de Gases

Las muestras fueron procesadas siguiendo el protocolo referencial para análisis de pesticidas fosforados y organoclorados del Laboratorio de Medio Ambiente de la ESPE de basados en los métodos 8081a y 8141a de la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (EPA), utilizados en investigaciones anteriores.

3.3.2.1. Secado de la muestra

Las muestras fueron secadas bajo sombra durante 24 horas.

3.3.2.2. Extracción ultrasónica

Para la extracción de de la muestra se pesó la muestra de suelo y se disolvió en una mezcla Hexano:Cetona en relación 1:1; con la ayuda del sonicador (Figura 4), se procedió a agitar la muestra durante 5 minutos con el 20% de potencia.



Figura 4. Equipo Extracción Ultrasónica

Fuente: www.biodys.com

3.3.2.3. Filtrado de solución

Al ser muestras de suelo y compost fue necesario el filtrado de las mismas como muestra la Figura 5.



Figura 5. Equipo de Filtrado

Fuente: Autor

3.3.2.4. Concentración de la muestra

El extracto se concentro mediante “Kuderna” (Figura 6), a temperatura media hasta sequedad para posteriormente aforar a 1 mL con Hexano, y colocarlo en un vial de vidrio ámbar para su posterior análisis.



Figura 6. Equipo Kuderna para concentrado de muestras

Fuente: www.wacol.com.co

3.3.2.5. Almacenamiento de la muestra

El almacenamiento de la muestra debe realizarse en refrigeración y protegido con parafilm para evitar la evaporación, como muestra la Figura 7.



Figura 7. Viales almacenados

Fuente: Autor

3.3.2.6. Calibración del equipo

La calibración del equipo se realizó de acuerdo a estándares utilizados en investigaciones anteriores realizadas en el Laboratorio de Medio Ambiente de la ESPE (Anexo 3). Para análisis cualitativo y cuantitativo de pesticidas Organofosforados y Organoclorados mediante estándares Restek. Donde las condiciones de trabajo, presentes en el Cuadro 5, fueron las siguientes:

Cuadro 5. Condiciones de Trabajo Cromatógrafo

| Organofosforados | Organoclorados |
|--|---|
| Gas Portador: Nitrógeno 6 psi | Gas Portador: Nitrógeno 7 psi |
| Temperatura Horno: 50°C a 250°C @ 4°C/min. (hold 10min.) | Temperatura Horno: 150°C a 300°C @ 4°C/min. (hold 5 min.) |
| Temperatura Inyector: 250°C | Temperatura Inyector: 200°C |
| Temperatura Detector: 260°C | Temperatura Detector: 300°C |
| Tipo detector: NPD | Tipo detector: ECD |

Fuente: Laboratorio de Medio Ambiente ESPE

3.3.2.7. Corrida de muestras

Los pesticidas Fosforados fueron analizados con el detector NPD en la columna B del cromatógrafo, mientras los pesticidas Clorados fueron analizados con el detector ECD en la columna A. De acuerdo a las condiciones anteriormente mencionadas obteniendo un cromatograma como muestran las Figuras 8 y 9.

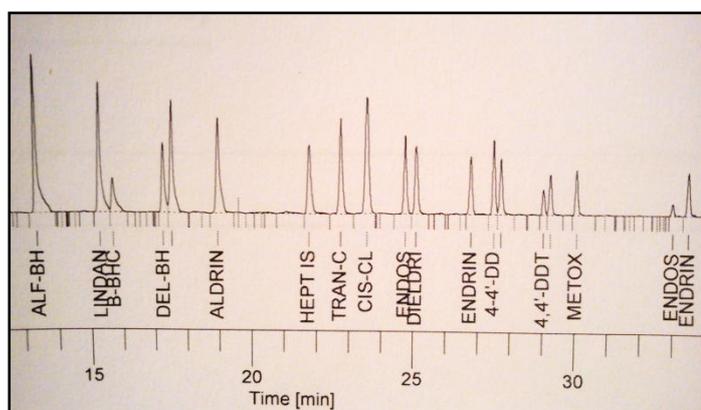


Figura 8. Cromatograma Estándar Pesticidas Organoclorados

Fuente: Laboratorio de Medio Ambiente ESPE

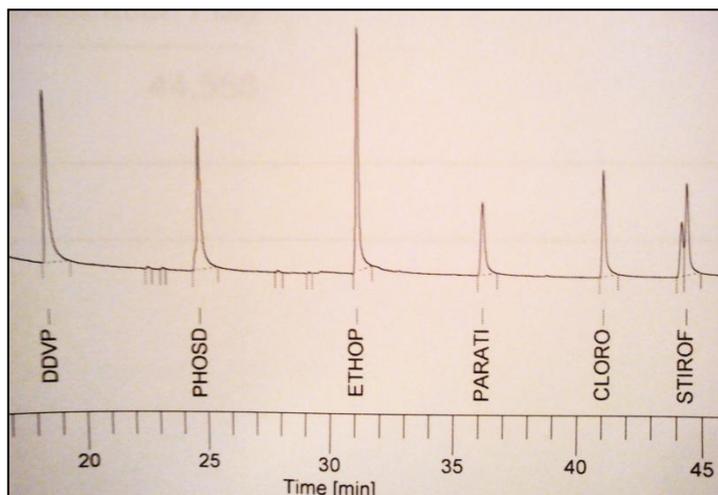


Figura 9. Cromatograma Estándar Pesticidas Organofosforados

Fuente: Laboratorio de Medio Ambiente ESPE

3.3.3. Cromatografía de Campo

La cromatografía de campo se realizó de acuerdo al protocolo establecido por Restrepo J. y Pinheiro S. (2011). Para el análisis cromatográfico sobre papel que es utilizada a nivel internacional.

3.3.3.1. Secado de la muestra

Las muestras fueron secadas al aire; libre de exposición directa al sol durante 24 Horas como se observa en la Figura 10.



Figura 10. Proceso de secado de muestras

Fuente: Autor

3.3.3.2. Preparación de la muestra

Las muestras de suelo y compost previamente secas fueron sometidas al siguiente procedimiento:

- Separación de piedras y raíces presentes en las muestra.
- Trituración de la muestra mediante mortero y pistilo (Figura 11).
- Tamizado de la muestra (Figura 12).
- Pesaje de la muestra (Figura 13).
- Disolución de la muestra en una solución de Hidróxido de Sodio (Figura 14).
- Agitado de la disolución en intervalos de 15 minutos y 1 hora (Figura 15).



Figura 11. Trituración de Muestra

Fuente: Autor



Figura 12. Tamizado de Muestra

Fuente: Autor



Figura 13. Pesaje de Muestra

Fuente: Autor



Figura 14. Disolución de Muestra

Fuente: Autor

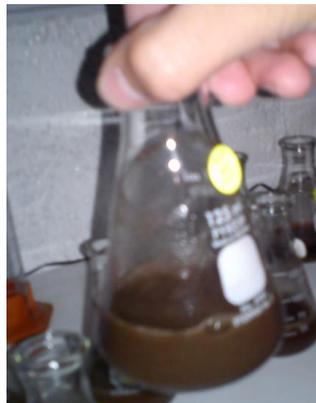


Figura 15. Agitado de Solución

Fuente: Autor

3.3.3.3. Sensibilización del papel filtro

El papel filtro Whatman #4 de 15 cm de diámetro utilizado para el análisis cromatográfico de suelos y compostas debe ser perforado en el centro y marcado a 4 y 6 cm del centro del mismo; mediante un pábilo o “rollito” de papel filtro por el cual mediante capilaridad se moviliza una solución reveladora de Nitrato de Plata (AgNO_3), como se observa en la Figura 16; posteriormente se retira el pábilo y se procede al secado del papel sensibilizado el cual se realiza utilizando papel toalla y papel bond a manera de “Sanduche” y utilizando una cámara oscura para evitar el contacto de luz solar con el papel sensibilizado. El proceso de secado varía dentro de 3-6 Horas.



Figura 16. Sensibilización de Papel Filtro

Fuente: Autor

3.3.3.4. Corrida cromatográfica sobre papel

Una vez transcurrido el tiempo de reposo o digestión de la disolución de la muestra posterior a la última agitación se procedió a la corrida de las muestras sobre papel sensibilizado y seco. Este procedimiento es similar a la sensibilización de papel ya que se utiliza un pábilo de papel para la conducción mediante capilaridad de la disolución de la muestra, con la diferencia que la solución debe correr una mayor distancia como muestra la Figura 17.

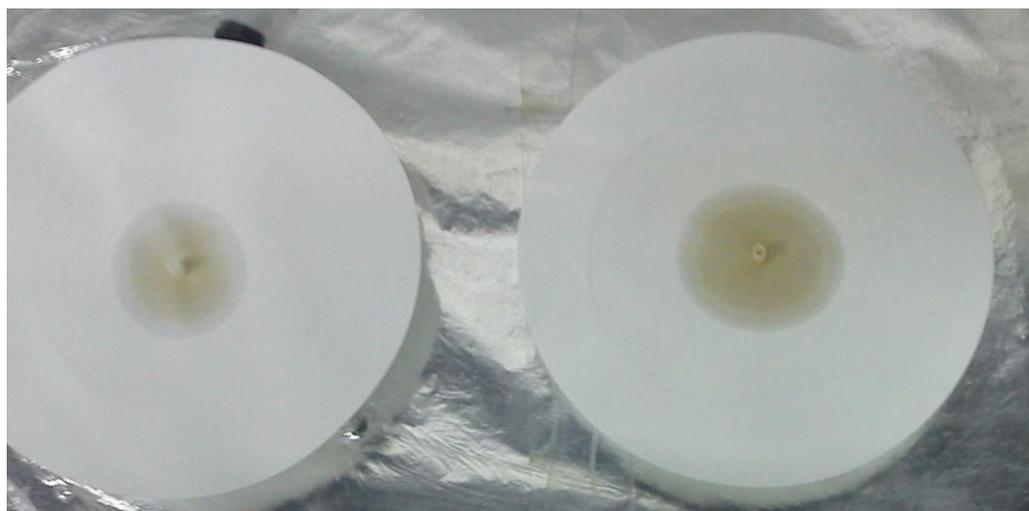


Figura 17. Corrida de Muestras de suelo

Fuente: Autor

3.3.3.5. Revelado de cromatogramas

El proceso de revelado de cromatogramas debe realizarse según Restrepo J. y Pinheiro S. (2011), sobre papel bond en una superficie plana y sin exposición a luz solar directa durante una o dos semanas (Figura 18); metodología que fue aplicada durante el procedimiento de la presente investigación. Sin embargo cabe destacar que se observó que si los cromatogramas sobre papel son expuestos al sol durante 1 minuto, se pueden revelar inmediatamente toda vez que se considera que esperar la 1 o 2 semanas mencionadas por Restrepo J. y Pinheiro S. (2011), no le da a esta técnica la ventaja de ser eficiente en cuanto a tiempo.



Figura 18. Revelado de Cromatogramas Sobre Papel

Fuente: Autor

3.3.3.6. Preservación de cromatogramas

Una sugerencia de Restrepo J. y Pinheiro S. (2011), para la preservación de los cromatogramas es el parafinado (Figura 19), mantenerlos en lugares sin humedad y sin exponer a los cromatogramas directamente a la radiación solar.



Figura 19. Cromatograma Sin Parafina y Parafinado

Fuente: Autor

En el Anexo 4 se aprecian fotografías complementarias sobre la cromatografía de campo para apreciar de mejor manera la misma.

3.3.4. Toma de Datos de Cromatografía de Campo

Los datos fueron recolectados manualmente mediante el uso de un calibrador pie de rey (Figura 20). Tomando medidas de las zonas presentes en un cromatograma de igual manera la separación de sus radios.

Los datos fueron tomados de cromatogramas sin parafina y posteriormente los cromatogramas fueron parafinados para su preservación.

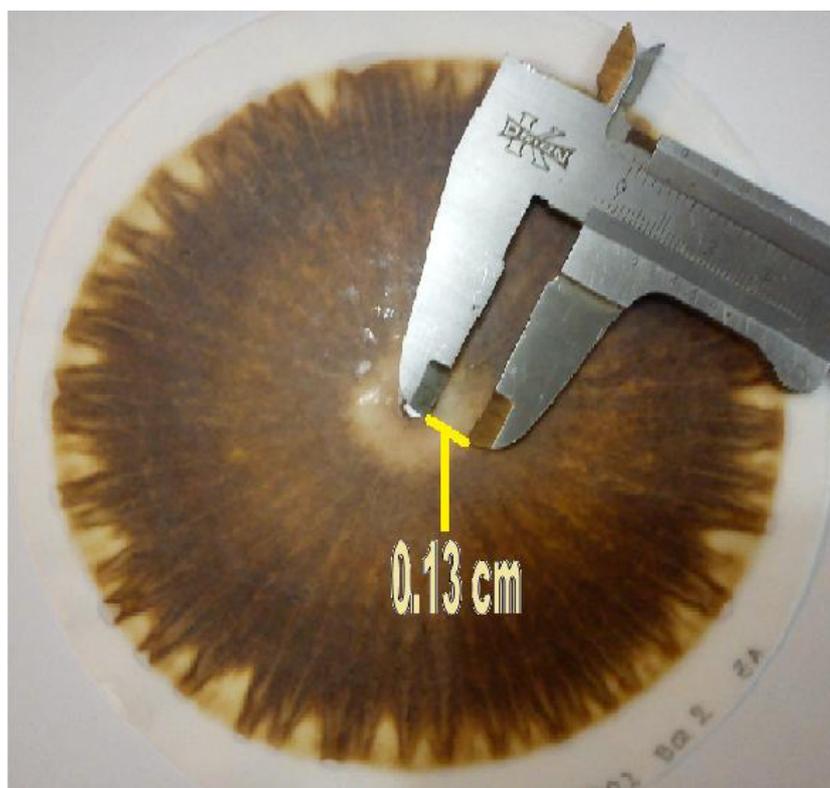


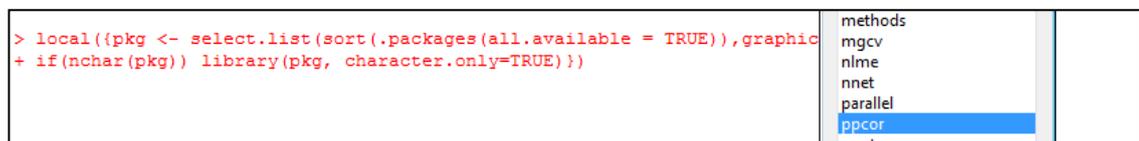
Figura 20. Medición de las Zonas de Cromatogramas

Fuente: Autor

3.3.5. Análisis Estadístico

Este análisis se desarrolló mediante el uso del programa estadístico “R” para el análisis de correlación parcial y regresión lineal múltiple para cada variable presente en los análisis de laboratorio presentes en los anexos 5 y 8. A continuación se presenta una descripción del proceso utilizado para el análisis estadístico.

Al abrir el programa “R” se debe cargar el paquete estadístico a utilizar por medio de la pestaña “Paquetes” en este caso seleccionamos “ppcor”, como se aprecia en la figura 21; una vez cargado el paquete estadístico procedemos a seleccionar el directorio donde se almacenó previamente los archivos de datos a ser utilizados.



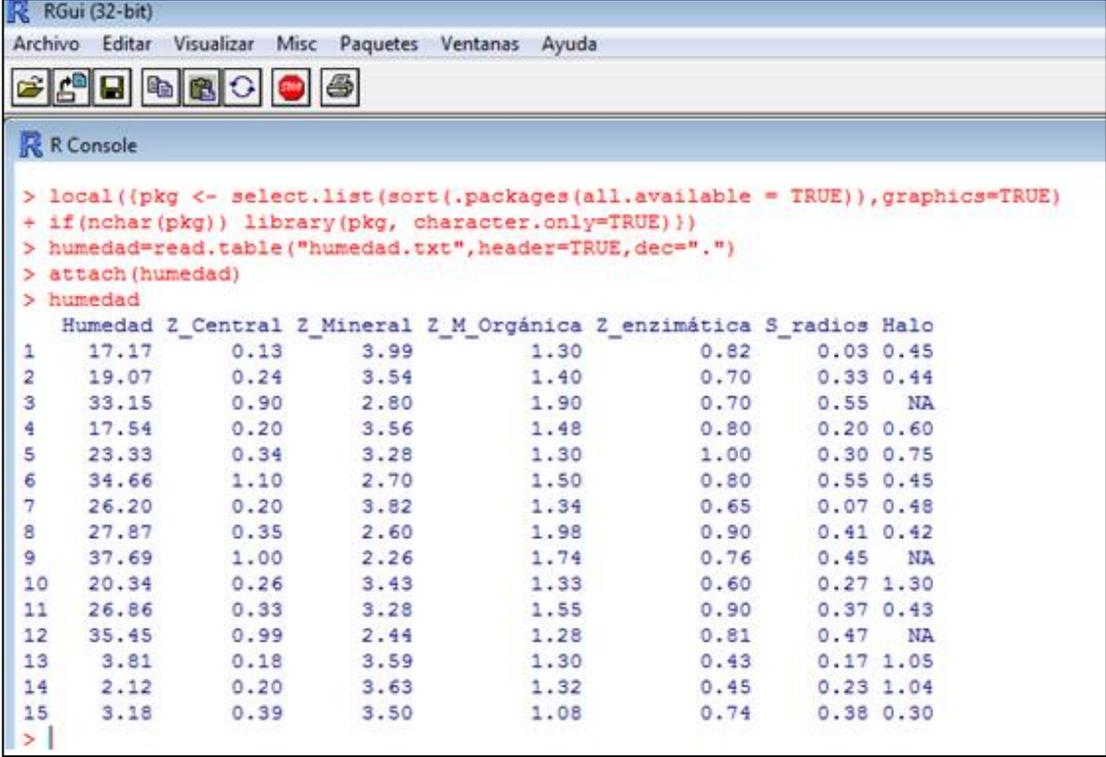
```
> local({pkg <- select.list(sort(.packages(all.available = TRUE)), graphic
+ if(nchar(pkg)) library(pkg, character.only=TRUE)})
```

| |
|--------------|
| methods |
| mgcv |
| nlme |
| nnet |
| parallel |
| ppcor |
| roast |

Figura 21. Carga de Paquete Estadístico “ppcor” en “R”.

Fuente: Autor

Mediante los comandos escritos en rojo como se muestra en la figura 22, el programa procede a la lectura de los archivos, luego se adjunta al análisis el archivo, para poder observar los datos de las variables a analizar se debe escribir el nombre del archivo y el programa muestra los datos.



```

RGui (32-bit)
Archivo  Editar  Visualizar  Misc  Paquetes  Ventanas  Ayuda

R Console

> local({pkg <- select.list(sort(.packages(all.available = TRUE)),graphics=TRUE)
+ if(nchar(pkg)) library(pkg, character.only=TRUE)})
> humedad=read.table("humedad.txt",header=TRUE,dec=".")
> attach(humedad)
> humedad
  Humedad  Z_Central  Z_Mineral  Z_M_Orgánica  Z_enzimática  S_radios  Halo
1   17.17     0.13     3.99         1.30         0.82     0.03 0.45
2   19.07     0.24     3.54         1.40         0.70     0.33 0.44
3   33.15     0.90     2.80         1.90         0.70     0.55 NA
4   17.54     0.20     3.56         1.48         0.80     0.20 0.60
5   23.33     0.34     3.28         1.30         1.00     0.30 0.75
6   34.66     1.10     2.70         1.50         0.80     0.55 0.45
7   26.20     0.20     3.82         1.34         0.65     0.07 0.48
8   27.87     0.35     2.60         1.98         0.90     0.41 0.42
9   37.69     1.00     2.26         1.74         0.76     0.45 NA
10  20.34     0.26     3.43         1.33         0.60     0.27 1.30
11  26.86     0.33     3.28         1.55         0.90     0.37 0.43
12  35.45     0.99     2.44         1.28         0.81     0.47 NA
13  3.81      0.18     3.59         1.30         0.43     0.17 1.05
14  2.12      0.20     3.63         1.32         0.45     0.23 1.04
15  3.18      0.39     3.50         1.08         0.74     0.38 0.30
> |

```

Figura 22. Lectura de Archivo en programa “R”.

Fuente: Autor

Posteriormente se realiza el análisis de correlación parcial utilizando el comando respectivo y el programa muestra tablas con los coeficientes de correlación y valores estadísticos que permiten valorar las distintas variables (Figura 23).

```

> pcor(na.omit(humedad))
Sestimate
  Humedad      Z_Central      Z_Mineral      Z_M_Orgánica      Z_enzimática      S_radios      Halo
Humedad      1.00000000      0.72151899      0.3856406      0.6221938      0.6890909      -0.06087727      0.3964152
Z_Central      0.72151899      1.00000000      -0.6438636      -0.7593662      -0.6188258      -0.02141739      -0.5579882
Z_Mineral      0.38564058      -0.64386359      1.00000000      -0.8787799      -0.5180959      -0.72195021      -0.6310205
Z_M_Orgánica      0.62219377      -0.75936615      -0.8787799      1.00000000      -0.5563201      -0.45642752      -0.6049428
Z_enzimática      0.68909085      -0.61882576      -0.5180959      -0.5563201      1.00000000      -0.12718559      -0.7047954
S_radios      -0.06087727      -0.02141739      -0.7219502      -0.4564275      -0.1271856      1.00000000      -0.3568073
Halo      0.39641524      -0.55798815      -0.6310205      -0.6049428      -0.7047954      -0.35680733      1.0000000

Sp.value
  Humedad      Z_Central      Z_Mineral      Z_M_Orgánica      Z_enzimática      S_radios      Halo
Humedad      0.00000000      0.019799590      3.499885e-01      7.554312e-02      0.03348086      0.89152195      0.33428704
Z_Central      0.01979959      0.000000000      5.988417e-02      9.063889e-03      0.07814770      0.96179456      0.13270345
Z_Mineral      0.34998850      0.059884174      0.000000e+00      3.829052e-05      0.17559061      0.01964647      0.06893386
Z_M_Orgánica      0.07554312      0.009063889      3.829052e-05      0.000000e+00      0.13438999      0.25135953      0.08935888
Z_enzimática      0.03348086      0.078147697      1.755906e-01      1.343900e-01      0.00000000      0.77432357      0.02631571
S_radios      0.89152195      0.961794560      1.964647e-02      2.513595e-01      0.77432357      0.00000000      0.39307092
Halo      0.33428704      0.132703450      6.893386e-02      8.935888e-02      0.02631571      0.39307092      0.00000000

Sstatistic
  Humedad      Z_Central      Z_Mineral      Z_M_Orgánica      Z_enzimática      S_radios      Halo
Humedad      0.00000000      2.33012416      0.9346116      1.777153      2.1262691      -0.13637865      0.9655148
Z_Central      2.3301242      0.000000000      -1.8816454      -2.609635      -1.7615362      -0.04790173      -1.5035260
Z_Mineral      0.9346116      -1.88164543      0.00000000      -4.117560      -1.3544571      -2.3303184      -1.8188530
Z_M_Orgánica      1.7771527      -2.60963495      -4.1175598      0.0000000      -1.4970126      -1.14705344      -1.6987894
Z_enzimática      2.1262691      -1.76153617      -1.3544571      -1.497013      0.00000000      -0.28672412      -2.2215207
S_radios      -0.1363787      -0.04790173      -2.330318      -1.147053      -0.2867241      0.00000000      -0.8540615
Halo      0.9655148      -1.50352603      -1.8188530      -1.698789      -2.2215207      -0.85406149      0.0000000

```

Figura 23. Matriz de Correlación

Fuente: Autor

A continuación se procede a solicitar un resumen para el modelo de regresión lineal múltiple, de acuerdo al comando requerido (Figura 24).

```

> summary(lm(Humedad~Z_Central+Z_Mineral+Z_M_Orgánica+Z_enzimática+S_radios+Halo))

Call:
lm(formula = Humedad ~ Z_Central + Z_Mineral + Z_M_Orgánica +
    Z_enzimática + S_radios + Halo)

Residuals:
    1      2      4      5      6      7      8     10     11     13     14     15
-5.2406  4.8458 -5.2119  0.7202 -0.7619  9.6597 -0.9048  5.6236  1.3641 -1.7409 -6.3027 -2.0507

Coefficients:
            Estimate Std. Error t value Pr(>|t|)
(Intercept)  -165.951    136.832   -1.213   0.2794
Z_Central      39.061     16.763    2.330   0.0672 .
Z_Mineral     23.002     24.611    0.935   0.3929
Z_M_Orgánica  42.962     24.175    1.777   0.1357
Z_enzimática  38.136     17.936    2.126   0.0868 .
S_radios     -5.836     42.792   -0.136   0.8968
Halo         10.130     10.492    0.966   0.3786
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Residual standard error: 7.124 on 5 degrees of freedom
(3 observations deleted due to missingness)
Multiple R-squared:  0.7931,    Adjusted R-squared:  0.5448
F-statistic: 3.195 on 6 and 5 DF,  p-value: 0.1117

```

Figura 24. Resumen Modelo de Regresión Lineal

Fuente: Autor

Mediante el resumen se evaluó que variable se debe eliminar y se procedió a eliminarla. Seguidamente se analiza por medio del coeficiente de determinación (R^2) y R^2 ajustado los cuales deben ser lo más cercanos entre si, como se observa en la figura 25, para asegurar una mejor validez de la fórmula de regresión, la misma que se obtiene por medio de los coeficientes resultantes del análisis de regresión lineal múltiple.

```
> summary(lm(Humedad~Z_Central+Z_M_Orgánica+Z_enzimática+S_radios))
Call:
lm(formula = Humedad ~ Z_Central + Z_M_Orgánica + Z_enzimática +
    S_radios)

Residuals:
    Min       1Q   Median       3Q      Max
-7.631 -3.406 -1.015  4.050  8.815

Coefficients:
              Estimate Std. Error t value Pr(>|t|)
(Intercept)  -28.797     10.916  -2.638  0.02481 *
Z_Central     30.141      8.079   3.731  0.00391 **
Z_M_Orgánica  18.729      7.301   2.565  0.02812 *
Z_enzimática  29.071     10.500   2.769  0.01983 *
S_radios     -36.544     19.004  -1.923  0.08340 .
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Residual standard error: 5.852 on 10 degrees of freedom
Multiple R-squared:  0.822,    Adjusted R-squared:  0.7508
F-statistic: 11.55 on 4 and 10 DF,  p-value: 0.0009126
```

Figura 25. Resumen Modelo de Regresión Lineal Rectificado

Fuente: Autor

3.3.6. Análisis Económico

Se realizó un análisis de costos que intervienen en la técnica cromatográfica de campo, tomando en cuenta la existencia de los implementos necesarios para la misma. Y se los comparó con los costos de análisis en laboratorio.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Con los resultados obtenidos en los análisis de laboratorio tanto en análisis Físico-Químicos y de cromatografía de gases, se procedió con la tabulación de los mismos (Anexos 5, 6, 7 y 8). De igual manera los datos obtenidos mediante toma de medidas de los cromatogramas sobre papel se tabularon como se observa en el Anexo 9. Con el fin de obtener una matriz de correlación la misma que permitió seleccionar variables, de acuerdo al coeficiente de correlación, para su análisis por medio de regresiones de manera que podamos optar por aquellas variables que son cuantificables mediante la toma de medidas de las zonas y separación de radios presentes en los análisis cromatográficos de campo.

De acuerdo con los análisis realizados se obtuvieron los siguientes resultados:

4.1. RESULTADOS ANÁLISIS DE CORRELACIÓN PARCIAL Y REGRESIÓN MULTIPLE.

4.1.1. Análisis para la Variable Humedad

Cuadro 6. Matriz de Correlación Parcial Humedad vs. Cromatografía de Campo.

| | Humedad |
|--------------|-------------|
| Humedad | 1 |
| Z_Central | 0.72151899 |
| Z_Mineral | 0.38564058 |
| Z_M_Orgánica | 0.62219377 |
| Z_enzimática | 0.68909085 |
| S_radios | -0.06087727 |
| Halo | 0.39641524 |

Fuente: Autor

Cuadro 7. Coeficientes de Regresión Múltiple para Humedad.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|--------------|----------|------------|---------|------------|
| (Intercept) | -28.797 | 10.916 | -2.638 | 0.02481 * |
| Z_Central | 30.141 | 8.079 | 3.731 | 0.00391 ** |
| Z_M_Orgánica | 18.729 | 7.301 | 2.565 | 0.02812 * |
| Z_enzimática | 29.071 | 10.5 | 2.769 | 0.01983 * |
| S_radios | -36.544 | 19.004 | -1.923 | 0.08340 . |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 6 y 7, para estimar el contenido de Humedad (%) mediante la cromatografía sobre papel es necesario utilizar la fórmula $y = (-28.797 + (30.141 X_1) + (18.729 X_3) + (29.071 X_4) - (36.544 X_5))$, donde: $y =$ Humedad en % $X_1 =$ Zona central (cm)

$X_3 =$ Zona materia orgánica (cm) $X_4 =$ Zona enzimática (cm)

$X_5 =$ Separación de radios (cm)

Con un coeficiente de determinación (R^2) alto de 0.822 y un R^2 ajustado de 0.7508; lo cual brinda una alta confiabilidad de estimación por medio de la cromatografía sobre papel; donde principalmente la Zona central de un cromatograma sobre papel presenta relación con el contenido de humedad, lo que indica que por cada unidad de incremento en zona central el contenido de humedad incrementa 30.14%.

4.1.2. Análisis para la Variable pH

Cuadro 8. Matriz de Correlación Parcial pH vs. Cromatografía de Campo.

| | pH |
|--------------|------------|
| pH | 1 |
| Z_Central | -0.839579 |
| Z_Mineral | -0.5827589 |
| Z_M_Orgánica | -0.69805 |
| Z_enzimática | -0.840247 |
| S_radios | -0.1233877 |
| Halo | -0.3998535 |

Fuente: Autor

Cuadro 9. Coeficientes de Regresión Múltiple para pH.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|--------------|----------|------------|---------|--------------|
| (Intercept) | 8.4711 | 0.3113 | 27.213 | 1.04e-10 *** |
| Z_Central | -1.1271 | 0.2304 | -4.892 | 0.00063 *** |
| Z_M_Orgánica | -0.4085 | 0.2082 | -1.962 | 0.07821 . |
| Z_enzimática | -1.1712 | 0.2994 | -3.911 | 0.00291 ** |
| S_radios | 0.9973 | 0.542 | 1.84 | 0.09558 . |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 8 y 9, para estimar el pH mediante la cromatografía sobre papel es necesario utilizar la fórmula $y=(8.4711-(1.1271 X1)-(0.4085 X3)-(1.1712 X4)+(0.9973 X5))$, donde:

y= pH

X1= Zona central (cm)

X3= Zona materia orgánica (cm)

X4= Zona enzimática (cm)

X5= Separación de radios (cm)

Con un coeficiente de determinación (R^2) alto de 0.8897 y un R^2 ajustado de 0.8455; lo cual brinda una alta confiabilidad de estimación por medio de la cromatografía sobre papel; donde principalmente la Zona central de un cromatograma sobre papel presenta relación con el pH, lo que indica que por cada unidad de incremento en zona central el pH disminuye en 1.127 unidades.

4.1.3. Análisis para la Variable Conductividad eléctrica (C.E.)

Cuadro 10. Matriz de Correlación Parcial C. Eléctrica vs. Cromatografía de Campo.

| | C_Elect |
|--------------|-------------|
| C_Elect | 1 |
| Z_Central | 0.61632526 |
| Z_Mineral | 0.34596197 |
| Z_M_Orgánica | 0.70186488 |
| Z_enzimática | 0.64076776 |
| S_radios | -0.16587602 |
| Halo | 0.04464566 |

Fuente: Autor

Cuadro 11. Coeficientes de Regresión Múltiple para Conductividad Eléctrica.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|--------------|----------|------------|---------|------------|
| (Intercept) | -0.8261 | 0.2894 | -2.854 | 0.01712 * |
| Z_Central | 0.3776 | 0.2142 | 1.763 | 0.10844 |
| Z_M_Orgánica | 0.6669 | 0.1936 | 3.445 | 0.00628 ** |
| Z_enzimática | 0.9152 | 0.2784 | 3.287 | 0.00819 ** |
| S_radios | -1.0607 | 0.5039 | -2.105 | 0.06156 . |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 10 y 11, para estimar la conductividad eléctrica (mmhos/cm) mediante la cromatografía sobre papel es necesario utilizar la fórmula $y = (-0.8261 + (0.3776 X1) + (0.6669 X3) + (0.9152 X4) - (1.0607 X5))$, donde:

X1= Zona central (cm)

X4= Zona enzimática (cm)

y= C. E. en mmhos/cm

X3= Zona materia orgánica (cm)

X5= Separación de radios (cm)

Con un coeficiente de determinación (R^2) alto de 0.7545 y un R^2 ajustado de 0.6563; lo cual brinda una alta confiabilidad de estimación por medio de la cromatografía sobre papel; donde principalmente las Zonas de materia orgánica y enzimática de un cromatograma sobre papel presentan relación con la Conductividad eléctrica, lo que indica que por cada unidad de incremento en zona enzimática la conductividad incrementa 0.91 mmhos/cm.

4.1.4. Análisis para la Variable Materia Orgánica

Cuadro 12. Matriz de Correlación Parcial Materia Orgánica vs. Cromatografía de Campo.

| | M_ Orgánica |
|----------------|-------------|
| M_ Orgánica | 1 |
| Z_ Central | 0.7522825 |
| Z_ Mineral | 0.2570987 |
| Z_ M_ Orgánica | 0.5033249 |
| Z_ enzimática | 0.8726163 |
| S_ radios | 0.7638903 |
| Halo | 0.7087966 |

Fuente: Autor

Cuadro 13. Coeficientes de Regresión Múltiple para Materia Orgánica.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|---------------|----------|------------|---------|------------|
| (Intercept) | 3.4059 | 1.048 | 3.25 | 0.00774 ** |
| Z_ Central | 1.1551 | 0.3531 | 3.271 | 0.00745 ** |
| Z_ Mineral | -1.0113 | 0.24 | -4.214 | 0.00145 ** |
| Z_ enzimática | 1.1305 | 0.4236 | 2.669 | 0.02185 * |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los Cuadros 12 y 13, para estimar el contenido de Materia Orgánica (%) mediante la cromatografía sobre papel es necesario utilizar la fórmula $y=(3.4059+(1.1551 X1)-(1.0113 X2)+(1.1305 X4))$,

donde: **y**= Materia orgánica en %

X1= Zona central (cm)

X2= Zona mineral (cm)

X4= Zona enzimática (cm)

Con un coeficiente de determinación (R^2) alto de 0.9576 y un R^2 ajustado de 0.9461; lo cual brinda una alta confiabilidad de estimación por medio de la cromatografía sobre papel; donde principalmente las Zonas central y mineral de un cromatograma sobre papel presentan relación con el contenido de materia orgánica, lo que indica que por cada unidad de incremento en zona central el contenido de materia orgánica incrementa 1.1551%.

4.1.5. Análisis para la Variable Pesticidas Organoclorados

Cuadro 14. Matriz de Correlación Parcial Pesticidas Organoclorados vs. Cromatografía de Campo.

| | P_Oclorados |
|---------------------|--------------------|
| P_Oclorados | 1 |
| Z_Central | -0.381608 |
| Z_Mineral | -0.4103056 |
| Z_M_Orgánica | -0.3900005 |
| Z_enzimática | -0.73023 |
| S_radios | -0.2280027 |
| Halo | -0.1830573 |

Fuente: Autor

Cuadro 15. Coeficientes de Regresión Múltiple para Pesticidas Organoclorados.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|---------------------|-----------------|-------------------|----------------|--------------------|
| (Intercept) | 2.2034 | 0.9998 | 2.204 | 0.05211 . |
| Z_Central | -0.324 | 0.249 | -1.301 | 0.22238 |
| Z_Mineral | -0.2482 | 0.194 | -1.279 | 0.2297 |
| Z_M_Orgánica | -0.2526 | 0.2223 | -1.136 | 0.28243 |
| Z_enzimática | -1.0688 | 0.2786 | -3.836 | 0.00329 ** |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 14 y 15, la cromatografía de papel no es confiable para estimar el contenido de Pesticidas Organoclorados (ppm) ya que presenta un coeficiente de determinación (R^2) de 0.6508 y un R^2 ajustado de 0.5112.

Principalmente la Zona enzimática de un cromatograma sobre papel presenta relación con el contenido de Pesticidas Organoclorados, lo que indica que por cada unidad de incremento en zona enzimática el contenido de pesticidas organoclorados disminuye 1.0688ppm.

4.1.6. Análisis para la Variable Pesticidas Organofosforados

Cuadro 16. Matriz de Correlación Parcial Pesticidas Organofosforados vs. Cromatografía de Campo.

| | P_Ofosforados |
|----------------------|----------------------|
| P_Ofosforados | 1 |
| Z_Central | 0.397713 |
| Z_Mineral | 0.6761505 |
| Z_M_Orgánica | 0.6512346 |
| Z_enzimática | 0.6715927 |
| S_radios | 0.4698829 |
| Halo | 0.3938198 |

Fuente: Autor

Cuadro 17. Coeficientes de Regresión Múltiple para Pesticidas Organofosforados.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|---------------------|-----------------|-------------------|----------------|--------------------|
| (Intercept) | -2.3444 | 0.9268 | -2.53 | 0.0264 * |
| Z_Mineral | 0.4382 | 0.1957 | 2.239 | 0.0448 * |
| Z_enzimática | 1.5538 | 0.66 | 2.354 | 0.0364 * |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 16 y 17, la cromatografía de papel no es confiable para estimar el contenido de Pesticidas Organofosforados (ppm) ya que presenta un coeficiente de determinación (R^2) de 0.395 y un R^2 ajustado de 0.2942.

Principalmente las Zonas mineral y enzimática de un cromatograma sobre papel presentan relación con el contenido de Pesticidas Organofosforados, lo que indica que por cada unidad de incremento en zona enzimática el contenido de pesticidas organofosforados incrementa 1.5538 ppm.

4.1.7. Análisis para la Variable Nitratos (NO₃)

Cuadro 18. Matriz de Correlación Parcial NO₃ vs. Cromatografía de Campo.

| | NO3 |
|--------------|--------------|
| NO3 | 1 |
| Z_Central | 0.398626865 |
| Z_Mineral | 0.002792898 |
| Z_M_Orgánica | 0.495437579 |
| Z_enzimática | 0.422979375 |
| S_radios | -0.276509087 |
| Halo | 0.095425674 |

Fuente: Autor

Cuadro 19. Coeficientes de Regresión Múltiple para NO₃.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|--------------|----------|------------|---------|----------|
| (Intercept) | -44.72 | 17.48 | -2.559 | 0.0251 * |
| Z_M_Orgánica | 30.28 | 10.79 | 2.806 | 0.0159 * |
| Z_enzimática | 35.94 | 16.94 | 2.121 | 0.0554 . |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 18 y 19, la cromatografía de papel no es confiable para estimar el contenido de Nitratos (ppm) ya que presenta un coeficiente de determinación (R^2) de 0.581 y un R^2 ajustado de 0.5112.

Principalmente la Zona de materia orgánica de un cromatograma sobre papel presenta relación con el contenido de nitratos, lo que indica que por cada unidad de incremento en zona de materia orgánica el contenido de nitratos incrementa 30.28 ppm.

4.1.8. Análisis para la Variable Amonio (NH₄)

Cuadro 20. Matriz de Correlación Parcial NH₄ vs. Cromatografía de Campo.

| | NH ₄ |
|-----------------|-----------------|
| NH ₄ | 1 |
| Z_Central | -0.10060334 |
| Z_Mineral | -0.03164336 |
| Z_M_Orgánica | -0.28500428 |
| Z_enzimática | 0.53222187 |
| S_radios | 0.40080368 |
| Halo | 0.69112047 |

Fuente: Autor

Cuadro 21. Coeficientes de Regresión Múltiple para NH₄.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|-------------|----------|------------|---------|----------|
| (Intercept) | 16.57 | 11.95 | 1.386 | 0.199 |
| S_radios | 69.07 | 25.32 | 2.727 | 0.0233 * |
| Halo | 28.93 | 11.66 | 2.48 | 0.0350 * |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 20 y 21, la cromatografía de papel no es confiable para estimar el contenido de Amonio (ppm) ya que presenta un coeficiente de determinación (R^2) de 0.548 y un R^2 ajustado de 0.4476.

Principalmente la Separación de radios y halos de un cromatograma sobre papel presentan relación con el contenido de amonio, lo que indica que por cada unidad de incremento en separación de radios el contenido de amonio incrementa 69.07 ppm.

4.1.10. Análisis para la Variable Fósforo (P)

Cuadro 24. Matriz de Correlación Parcial Fósforo vs. Cromatografía de Campo.

| | P |
|---------------------|-------------|
| P | 1 |
| Z_Central | -0.07100404 |
| Z_Mineral | -0.07644849 |
| Z_M_Orgánica | 0.35175697 |
| Z_enzimática | 0.17017794 |
| S_radios | 0.36995781 |
| Halo | -0.20283004 |

Fuente: Autor

Cuadro 25. Coeficientes de Regresión Múltiple para Fósforo.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|---------------------|-----------------|-------------------|----------------|--------------------|
| (Intercept) | -51.7 | 25.35 | -2.039 | 0.07574 . |
| Z_M_Orgánica | 49.89 | 17 | 2.935 | 0.01885 * |
| S_radios | 85.72 | 25.28 | 3.391 | 0.00949 ** |
| Halo | -11.99 | 11.13 | -1.077 | 0.3127 |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 24 y 25, para estimar el contenido de Fósforo (ppm) mediante la cromatografía sobre papel es necesario utilizar la fórmula $y = (-51.7 + (48.89 X_3) + (85.72 X_5) - (11.99 X_6))$, donde:

y= Fósforo en ppm **X3**= Zona materia orgánica (cm)

X5= Separación de radios (cm) **X6**= Halo (cm)

Con un coeficiente de determinación (R^2) alto de 0.8243 y un R^2 ajustado de 0.7584; lo cual brinda una alta confiabilidad de estimación por medio de la cromatografía sobre papel; donde principalmente la Separación de Radios de un cromatograma sobre papel presenta relación con el contenido de fósforo, lo que indica que por cada unidad de incremento en separación de radios el contenido de Fósforo incrementa 85.72 ppm.

4.1.11. Análisis para la Variable Potasio (K)

Cuadro 26. Matriz de Correlación Parcial Potasio vs. Cromatografía de Campo.

| | K |
|---------------------|--------------|
| K | 1 |
| Z_Central | 0.037321289 |
| Z_Mineral | -0.1458629 |
| Z_M_Orgánica | 0.048488723 |
| Z_enzimática | 0.005456152 |
| S_radios | -0.326892588 |
| Halo | -0.410823762 |

Fuente: Autor

Cuadro 27. Coeficientes de Regresión Múltiple para Potasio.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|--------------------|-----------------|-------------------|----------------|--------------------|
| (Intercept) | 2227.1 | 1140.9 | 1.952 | 0.0867 . |
| Z_Mineral | -346 | 274.4 | -1.261 | 0.2428 |
| S_radios | -1177.1 | 770.9 | -1.527 | 0.1653 |
| Halo | -367.1 | 182.1 | -2.017 | 0.0785 . |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 26 y 27, la cromatografía de papel no es confiable para estimar el contenido de Potasio (ppm) ya que presenta un coeficiente de determinación (R^2) de 0.4084 y un R^2 ajustado de 0.1866.

Principalmente la separación de radios de un cromatograma sobre papel presenta relación con el contenido de potasio, lo que indica que por cada unidad de incremento en separación de radios el contenido de potasio disminuye 1177.1 ppm.

4.1.13. Análisis para la Variable Magnesio (Mg)

Cuadro 30. Matriz de Correlación Parcial Magnesio vs. Cromatografía de Campo.

| | Mg |
|---------------------|------------|
| Mg | 1 |
| Z_Central | -0.460673 |
| Z_Mineral | -0.4103454 |
| Z_M_Orgánica | -0.3563785 |
| Z_enzimática | -0.2595363 |
| S_radios | -0.3144449 |
| Halo | -0.5969006 |

Fuente: Autor

Cuadro 31. Coeficientes de Regresión Múltiple para Magnesio.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|--------------------|-----------------|-------------------|----------------|--------------------|
| (Intercept) | 390.72 | 50.23 | 7.778 | 2.77e-05 *** |
| Z_Central | -83.76 | 69.61 | -1.203 | 0.26 |
| Halo | -100.91 | 55.85 | -1.807 | 0.104 |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 30 y 31, la cromatografía de papel no es confiable para estimar el contenido de Magnesio (ppm) ya que presenta un coeficiente de determinación (R^2) de 0.2971 y un R^2 ajustado de 0.1409.

Principalmente el halo de un cromatograma sobre papel presentan relación con el contenido de magnesio, lo que indica que por cada unidad de incremento en el halo el contenido de magnesio disminuye 100.91 ppm.

4.1.14. Análisis para la Variable Sodio (Na)

Cuadro 32. Matriz de Correlación Parcial Sodio vs. Cromatografía de Campo.

| | Na |
|--------------|--------------|
| Na | 1 |
| Z_Central | 0.390773583 |
| Z_Mineral | -0.092088674 |
| Z_M_Orgánica | 0.571283219 |
| Z_enzimática | 0.001354739 |
| S_radios | -0.737121052 |
| Halo | 0.216703151 |

Fuente: Autor

Cuadro 33. Coeficientes de Regresión Múltiple para Sodio.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|--------------|----------|------------|---------|--------------|
| (Intercept) | 61.081 | 18.728 | 3.261 | 0.007580 ** |
| Z_Mineral | -9.59 | 3.726 | -2.574 | 0.025862 * |
| Z_M_Orgánica | 11.332 | 4.799 | 2.361 | 0.037726 * |
| S_radios | -65.897 | 11.355 | -5.803 | 0.000119 *** |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 32 y 33, para estimar el contenido de Sodio (ppm) mediante la cromatografía sobre papel es necesario utilizar la fórmula $y=(61.081-(9.59 X2)+(11.332 X3)-(65.897 X5))$, donde:

y= Sodio en ppm

X2= Zona mineral (cm)

X3= Zona materia orgánica (cm)

X5= Separación de radios (cm)

Con un coeficiente de determinación (R^2) alto de 0.8085 y un R^2 ajustado de 0.7563; lo cual brinda una alta confiabilidad de estimación por medio de la cromatografía sobre papel; donde principalmente la Separación de radios de un cromatograma sobre papel presenta relación con el contenido de sodio, lo que indica que por cada unidad de incremento en separación de radios el contenido de sodio disminuye 65.897 ppm.

4.1.17. Análisis para la Variable Manganese (Mn)

Cuadro 38. Matriz de Correlación Parcial Manganese vs. Cromatografía de Campo.

| | Mn |
|---------------------|------------|
| Mn | 1 |
| Z_Central | 0.9668567 |
| Z_Mineral | 0.4095717 |
| Z_M_Orgánica | 0.4059174 |
| Z_enzimática | 0.6424861 |
| S_radios | 0.6102788 |
| Halo | -0.2583331 |

Fuente: Autor

Cuadro 39. Coeficientes de Regresión Múltiple para Manganese.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|---------------------|-----------------|-------------------|----------------|--------------------|
| (Intercept) | 0.008822 | 0.584903 | 0.015 | 0.9883 |
| Z_Central | 5.282166 | 0.329376 | 16.037 | 2.29e-07 *** |
| Z_enzimática | 1.20146 | 0.585909 | 2.051 | 0.0744 . |
| Halo | -0.385576 | 0.322795 | -1.194 | 0.2665 |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 38 y 39, para estimar el contenido de Manganese (ppm) mediante la cromatografía sobre papel es necesario utilizar la fórmula $y=(0.008822+(5.282166 X1)+(1.20146 X4)-(0.385576 X6))$, donde: y = Manganese en ppm

X1= Zona central (cm)

X4= Zona enzimática (cm)

X6= Halo (cm)

Con un coeficiente de determinación (R^2) alto de 0.9768 y un R^2 ajustado de 0.9681; lo cual brinda una alta confiabilidad de estimación por medio de la cromatografía sobre papel; donde principalmente la Zona central de un cromatograma sobre papel presenta relación con el contenido de manganese, lo que indica que por cada unidad de incremento en zona central el contenido de manganese incrementa 5.28216 ppm.

4.1.18. Análisis para la Variable Zinc (Zn)

Cuadro 40. Matriz de Correlación Parcial Zinc vs. Cromatografía de Campo.

| | Zn |
|--------------|------------|
| Zn | 1 |
| Z_Central | 0.571441 |
| Z_Mineral | -0.7791664 |
| Z_M_Orgánica | -0.7696016 |
| Z_enzimática | -0.8037121 |
| S_radios | -0.5937996 |
| Halo | -0.8616546 |

Fuente: Autor

Cuadro 41. Coeficientes de Regresión Múltiple para Zinc.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|--------------|----------|------------|---------|--------------|
| (Intercept) | 65.472 | 10.259 | 6.382 | 0.000374 *** |
| Z_Mineral | -10.038 | 1.677 | -5.985 | 0.000550 *** |
| Z_M_Orgánica | -10.876 | 3.062 | -3.552 | 0.009316 ** |
| Z_enzimática | -9.587 | 3.719 | -2.578 | 0.036585 * |
| Halo | -7.035 | 1.888 | -3.727 | 0.007392 ** |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 40 y 41, para estimar el contenido de Zinc (ppm) mediante la cromatografía sobre papel es necesario utilizar la fórmula $y=(65.472-(10.038 X_2)-(10.876 X_3)-(9.587 X_4)-(7.035 X_6))$, donde: y = Zinc en ppm

X_2 = Zona mineral (cm)

X_3 = Zona materia orgánica (cm)

X_4 = Zona enzimática (cm)

X_6 = Halo (cm)

Con un coeficiente de determinación (R^2) alto de 0.8678 y un R^2 ajustado de 0.7923; lo cual brinda una alta confiabilidad de estimación por medio de la cromatografía sobre papel; donde principalmente la Zona mineral de un cromatograma sobre papel presenta relación con el contenido de zinc, lo que indica que por cada unidad de incremento en zona mineral el contenido de zinc disminuye 10.038 ppm.

4.1.19. Análisis para la Variable Boro (B)

Cuadro 42. Matriz de Correlación Parcial Boro vs. Cromatografía de Campo.

| | B |
|---------------------|-------------|
| B | 1 |
| Z_Central | -0.0885464 |
| Z_Mineral | -0.05519987 |
| Z_M_Orgánica | 0.15043837 |
| Z_enzimática | 0.08344061 |
| S_radios | -0.10068901 |
| Halo | -0.02796094 |

Fuente: Autor

Cuadro 43. Coeficientes de Regresión Múltiple para Boro.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|---------------------|-----------------|-------------------|----------------|--------------------|
| (Intercept) | 3.79064 | 2.00394 | 1.892 | 0.0852 . |
| Z_Mineral | -0.73473 | 0.39864 | -1.843 | 0.0924 . |
| Z_M_Orgánica | 0.01165 | 0.51352 | 0.023 | 0.9823 |
| S_radios | -2.05187 | 1.215 | -1.689 | 0.1194 |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 42 y 43, la cromatografía de papel no es confiable para estimar el contenido de Boro (ppm) ya que presenta un coeficiente de determinación (R^2) de 0.2748 y un R^2 ajustado de 0.07697.

Principalmente la Separación de radios de un cromatograma sobre papel presenta relación con el contenido de Boro, lo que indica que por cada unidad de incremento en separación de radios el contenido de boro disminuye 2.0518 ppm.

4.1.20. Análisis para la Variable Minerales

Cuadro 44. Matriz de Correlación Parcial Minerales total vs. Cromatografía de Campo.

| | Minerales |
|---------------------|------------------|
| Minerales | 1 |
| Z_Central | 0.150383073 |
| Z_Mineral | 0.151111255 |
| Z_M_Orgánica | 0.406432949 |
| Z_enzimática | 0.475138288 |
| S_radios | 0.085184497 |
| Halo | -0.005773958 |

Fuente: Autor

Cuadro 45. Coeficientes de Regresión Múltiple para Minerales total.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|---------------------|-----------------|-------------------|----------------|--------------------|
| (Intercept) | 116.5 | 770.1 | 0.151 | 0.8823 |
| Z_M_Orgánica | 770.9 | 475.4 | 1.622 | 0.1308 |
| Z_enzimática | 2162.4 | 746.5 | 2.897 | 0.0134 * |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 44 y 45, la cromatografía de papel no es confiable para estimar el contenido total de Minerales (ppm) ya que presenta un coeficiente de determinación (R^2) de 0.5468 y un R^2 ajustado de 0.4712.

Principalmente la Zona enzimática de un cromatograma sobre papel presenta relación con el contenido total de Minerales, lo que indica que por cada unidad de incremento en Zona enzimática el contenido total de minerales incrementa 2162.4 ppm.

4.1.21. Análisis para la Variable Sulfatos (SO₄)

Cuadro 46. Matriz de Correlación Parcial Sulfatos vs. Cromatografía de Campo.

| | SO ₄ |
|-----------------|-----------------|
| SO ₄ | 1 |
| Z_Central | 0.3241896 |
| Z_Mineral | 0.1605475 |
| Z_M_Orgánica | 0.5239725 |
| Z_enzimática | 0.3248398 |
| S_radios | -0.1655244 |
| Halo | -0.1356199 |

Fuente: Autor

Cuadro 47. Coeficientes de Regresión Múltiple para Sulfatos.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|--------------|----------|------------|---------|----------|
| (Intercept) | -39.87 | 19.68 | -2.026 | 0.0656 . |
| Z_M_Orgánica | 27.62 | 12.15 | 2.274 | 0.0422 * |
| Z_enzimática | 35.17 | 19.08 | 1.844 | 0.0901 . |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 46 y 47, la cromatografía de papel no es confiable para estimar el contenido de Sulfatos (ppm) ya que presenta un coeficiente de determinación (R^2) de 0.4907 y un R^2 ajustado de 0.4058.

Principalmente la Zona de materia orgánica de un cromatograma sobre papel presenta relación con el contenido de Sulfatos, lo que indica que por cada unidad de incremento en zona de materia orgánica el contenido de sulfatos incrementa 27.62 ppm.

4.1.22. Análisis para la Variable CICE

Cuadro 48. Matriz de Correlación Parcial CICE vs. Cromatografía de Campo.

| | CICE |
|---------------------|-------------|
| CICE | 1 |
| Z_Central | 0.09938842 |
| Z_Mineral | 0.1797679 |
| Z_M_Orgánica | 0.406007 |
| Z_enzimática | 0.50483636 |
| S_radios | 0.13809068 |
| Halo | 0.04531208 |

Fuente: Autor

Cuadro 49. Coeficientes de Regresión Múltiple para CICE.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|---------------------|-----------------|-------------------|----------------|--------------------|
| (Intercept) | 3.456 | 3.54 | 0.976 | 0.3481 |
| Z_M_Orgánica | 1.765 | 2.185 | 0.808 | 0.435 |
| Z_enzimática | 9.556 | 3.431 | 2.785 | 0.0165 * |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 48 y 49, la cromatografía de papel no es confiable para estimar la Capacidad de Intercambio Catiónico Específica (meq/100mL) ya que presenta un coeficiente de determinación (R^2) de 0.4618 y un R^2 ajustado de 0.3721.

Principalmente la Zona enzimática de un cromatograma sobre papel presenta relación con la CICE, lo que indica que por cada unidad de incremento en zona enzimática la CICE incrementa 9.556 meq/100mL.

4.1.23. Análisis para la Variable CIC

Cuadro 50. Matriz de Correlación Parcial CIC vs. Cromatografía de Campo.

| | CIC |
|--------------|-------------|
| CIC | 1 |
| Z_Central | -0.34949745 |
| Z_Mineral | -0.22544843 |
| Z_M_Orgánica | 0.07467202 |
| Z_enzimática | 0.15093805 |
| S_radios | -0.3660105 |
| Halo | -0.39838568 |

Fuente: Autor

Cuadro 51. Coeficientes de Regresión Múltiple para CIC.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|-------------|----------|------------|---------|----------|
| (Intercept) | 68.733 | 26.229 | 2.621 | 0.0306 * |
| Z_Mineral | -10.773 | 6.308 | -1.708 | 0.1261 |
| S_radios | -40.564 | 17.722 | -2.289 | 0.0514 . |
| Halo | -7.766 | 4.185 | -1.856 | 0.1006 |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 50 y 51, la cromatografía de papel no es confiable para estimar la Capacidad de Intercambio Catiónico (meq/100g) ya que presenta un coeficiente de determinación (R^2) de 0.4824 y un R^2 ajustado de 0.2883.

Principalmente la separación de radios de un cromatograma sobre papel presentan relación con la CIC, lo que indica que por cada unidad de incremento en separación de radios la CIC disminuye 40.564 meq/100g.

4.1.24. Análisis para la Variable Bacterias

Cuadro 52. Matriz de Correlación Parcial Bacterias vs. Cromatografía de Campo.

| | Bacterias |
|---------------------|------------------|
| Bacterias | 1 |
| Z_Central | -0.3168506 |
| Z_Mineral | 0.3101861 |
| Z_M_Orgánica | 0.3972719 |
| Z_enzimática | 0.118365 |
| S_radios | 0.50044 |
| Halo | 0.2710004 |

Fuente: Autor

Cuadro 53. Coeficientes de Regresión Múltiple para Bacterias.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|---------------------|-----------------|-------------------|----------------|--------------------|
| (Intercept) | -4892 | 6254 | -0.782 | 0.4505 |
| Z_Central | -12075 | 5358 | -2.254 | 0.0456 * |
| Z_M_Orgánica | 5979 | 4798 | 1.246 | 0.2386 |
| S_radios | 19367 | 12471 | 1.553 | 0.1487 |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 52 y 53, la cromatografía de papel no es confiable para estimar el contenido de Bacterias (UFC) ya que presenta un coeficiente de determinación (R^2) de 0.3924 y un R^2 ajustado de 0.2267.

Principalmente la Zona central de un cromatograma sobre papel presenta relación con el contenido de Bacterias, lo que indica que por cada unidad de incremento en zona central el contenido de Bacterias disminuye 12075 UFC.

4.1.25. Análisis para la Variable Hongos

Cuadro 54. Matriz de Correlación Parcial Hongos vs. Cromatografía de Campo.

| | Hongos |
|--------------|------------|
| Hongos | 1 |
| Z_Central | -0.6976062 |
| Z_Mineral | 0.8300307 |
| Z_M_Orgánica | 0.8749315 |
| Z_enzimática | 0.1346688 |
| S_radios | 0.9311918 |
| Halo | 0.5326393 |

Fuente: Autor

Cuadro 55. Coeficientes de Regresión Múltiple para Hongos.

| | Estimate | Std. Error | t value | Pr(> t) |
|--------------|----------|------------|---------|--------------|
| (Intercept) | -721.39 | 185.63 | -3.886 | 0.008112 ** |
| Z_Central | -62.05 | 24.64 | -2.518 | 0.045390 * |
| Z_Mineral | 130.05 | 34.53 | 3.766 | 0.009329 ** |
| Z_M_Orgánica | 157.9 | 35.69 | 4.425 | 0.004449 ** |
| S_radios | 396.97 | 63.03 | 6.298 | 0.000747 *** |
| Halo | 20.88 | 12.1 | 1.726 | 0.135086 |

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Fuente: Autor

De acuerdo al análisis realizado, como se observa en los cuadros 54 y 55, para estimar el contenido de Hongos (UFC) mediante la cromatografía sobre papel es necesario utilizar la fórmula $y = (-721.39 - (62.05 X_1) + (130.05 X_2) + (157.9 X_3) + (396.97 X_5) + (20.88 X_6))$, donde:

X1= Zona central (cm)

y= Hongos en UFC

X2= Zona mineral (cm)

X3= Zona materia orgánica (cm)

X5= Separación de radios (cm)

X6= Halo (cm)

Con un coeficiente de determinación (R^2) alto de 0.9175 y un R^2 ajustado de 0.8487; brindando una alta confiabilidad de estimación por medio de la cromatografía sobre papel; donde principalmente la Separación de radios de un cromatograma presenta relación con el contenido de UFC de hongos, lo que indica que por cada unidad de incremento en separación de radios el contenido Hongos incrementa 396.97 UFC.

4.2. ANÁLISIS DE CROMATOGRAMAS DE COMPOST

Dentro del análisis de compostas esta técnica es funcional únicamente para la determinación cualitativa del proceso de compostaje ya que no se puede observar zonas como en los cromatogramas de suelo. Lo que permite realizar un análisis cualitativo mediante la observación de cambios en la coloración de los cromatogramas a lo largo del proceso como se observa en la Figura 26.



Figura 26. Cromatogramas de Compost Fresco y Terminado

Fuente: Autor

4.3. RESULTADOS ANÁLISIS ECONÓMICO

Se realizó un análisis sobre los costos necesarios para la cromatografía de campo tomando en cuenta la existencia del material de laboratorio. Estos costos se presentan en el Cuadro 56.

Cuadro 56. Tabla Costos Variables Cromatografía de Campo

| COSTOS VARIABLES DEL ANÁLISIS CROMATOGRÁFICO DE CAMPO 6 CROMATOGRAMAS DE SUELO. | |
|--|--------------------|
| | MONTO (USD) |
| Mano de Obra (Salario Básico (11 horas)): | 20 |
| Agua destilada: | 0.50 |
| NaOH: | 0.50 |
| AgNO₃: | 0.25 |
| Papel Filtro (6): | 3 |
| Papel Bond (12) | 0.25 |
| Papel Toalla (12) | 0.50 |
| TOTAL (USD): | 25.00 |

Fuente: Autor

El costo medio de 6 análisis cromatográficos de campo es \$25, con los mismos que podemos analizar 13 variables, dando un costo por variable de \$1.92. Es necesario mencionar los costos de análisis en laboratorio (físicos – químicos y microbiológicos) fueron de \$96 dando un costo por variable de \$4.17. Mientras que cada análisis cromatográfico de gases tiene un costo de \$80. Análisis necesarios para el desarrollo de la investigación.

V. CONCLUSIONES

- No se observó la relación dada por la bibliografía en cuanto a la relación directa entre la zona mineral con el contenido de minerales y la zona intermedia con el contenido de materia orgánica, presentes en los cromatogramas sobre papel, sin embargo es necesario mencionar que las zonas de la cromatografía interactúan íntegramente para la valoración del suelo.
- La relación de la materia orgánica con la cromatografía sobre papel permite valorar cualitativamente la calidad biológica del suelo.
- Esta técnica cromatográfica es útil para mantener estudios de calidad de suelo a lo largo del tiempo; siendo útil en procesos de recuperación o degradación de suelos.
- La cromatografía de suelos se considera funcional en cultivos donde la materia orgánica cumple un factor importante dentro de la producción, especialmente en suelos arenosos.
- Mediante las fórmulas de regresión obtenidas en esta investigación, es posible estimar contenidos de: Humedad, pH, Conductividad eléctrica, Materia orgánica, Nitrógeno total, Fósforo, Calcio, Sodio, Cobre, Hierro, Manganeso, Zinc y UFC de Hongos; con una confiabilidad adecuada, utilizando esta técnica cromatográfica, tomando en cuenta que es una técnica cualitativa de campo.
- La capacidad de intercambio catiónico, los análisis cuantitativos de pesticidas, conteo bacteriano, contenido de Nitratos, Amonio, Potasio,

Magnesio, Boro, Sulfatos; no presentan relación directa con la información obtenida en un cromatograma sobre papel, al presentar coeficientes de determinación <0.70 .

- Si es necesario evaluar pesticidas y demás variables que no son estimables, se debe realizar análisis en los laboratorios respectivos.
- En análisis cromatográfico de compost se observa diferencias visuales a lo largo del proceso de compostaje principalmente variaciones de color, siendo más oscuro el cromatograma de compost joven y más claro el cromatograma de compost terminado.
- De acuerdo a los costos existe grandes diferencias entre un análisis cromatográfico y un análisis de laboratorio. Sin embargo hay que tomar en cuenta que la cromatografía de campo es realizada dentro de la finca, lo que disminuye costos relacionados con el transporte, logística y permite obtener estimados importantes de una manera sencilla.

VI. RECOMENDACIONES

- En vista que las empresas florícolas realizan análisis de suelos de manera continua se recomienda conservarlas con el fin de verificar las regresiones realizadas en esta investigación.
- Se recomienda el uso de la hoja de cálculo realizada basada en las fórmulas de regresión lineal múltiple para estimar contenidos de: Humedad, pH, Conductividad eléctrica, Materia orgánica, Nitrógeno total, Fósforo, Calcio, Sodio, Cobre, Hierro, Manganeso, Zinc y UFC de Hongos; por medio de la cromatografía sobre papel.
- Tomando en cuenta que no es posible estimar todas las variables utilizando la cromatografía de campo; es recomendable realizar análisis en laboratorio para las variables: CICE, CIC, pesticidas organoclorados y organofosforados, conteo bacteriano, Nitratos, Amonio, Potasio, Magnesio, Boro, Sulfatos.
- Si las condiciones económicas y de logística lo permiten mantener un historial cromatográfico de suelos puede constituir una garantía sobre el manejo de suelo.

VII. BIBLIOGRAFÍA

- Acuña, O. *et al.* 2006. La Importancia de los Microorganismos en la Calidad y Salud de Suelos.
- Alvarado, B., 2007. Cromatografía de Gases y sus Aplicaciones.
- Bautista, A. *et al.* 2004. La Calidad de Suelo y sus Indicadores.
- Carter, R. *et al.* 1997. Concepts of soil quality and their significance.
- Cromas, una interesante mirada a la vida de suelos y cultivos. 2009. Revista Innovaknews. Vol. 12.
- De la Rosa, D. 2008. Evaluación agro-ecológica de suelos. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. 404p
- Doran J.W. 2002. Soil Health and Global Sustainability Translating Science into Practice. Agriculture Ecosystems Environment. 88: 119-127.
- Etchevers J. D. 1988. Análisis químico de suelos y plantas. Centro de Edafología. Colegio de Posgraduados, Chapingo, Estado de México. 803p.
- FAO-Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2006. Guidelines for soil description. 4th Edition. Rome.
- FAO-Food and Agriculture Organization. Preguntas Frecuentes Sobre Agricultura Orgánica. (En Línea). Consultado en Enero de 2012. Disponible en <http://www.fao.org/organicag/oa-faq/oa-faq6/es/>.
- Fernández, L., et al. 2006. Manual de técnicas de análisis de suelos aplicadas a la remediación de sitios contaminados.

- Jarrín B. *et al.* 2011 Análisis de Pesticidas Órganofosforados en Agua mediante Cromatografía de Gases. Tesis Ing. Escuela Politécnica del Ejército.
- Michelena R. e Irurtia C. 2005. Índices para conocer el Estado de Degradación y la Salud de los Suelos.
- Obregón, M. 2007. Análisis Microbiológicos Como Herramienta para Evaluar la Calidad Biológica de Suelos y Sustratos. (En Línea). Consultado en Febrero de 2012. Disponible en http://doctor-obregon.com/Analisis_Microbiologia_De_suelos.aspx
- Restrepo J., y Pinheiro S. 2011. Cromatografía Imágenes de Vida y Destrucción del Suelo.
- Rodríguez, A. 2005. Selección de variables en el modelo lineal: nuevos procedimientos.
- Romero, A. 2002. Cromatografía, Curso de Métodos.
- Romig, E. *et al.* 1995. How farmers assess soil health and quality.
- Sepúlveda, F. *et al.* 2010. Beneficios de la materia orgánica en los Suelos.
- Sojka, R.E y Upchurch, D.R. 1999. Reservations Regarding the Soil Quality Concept.
- SQI-Soil Quality Institute. 1996. Indicators for Soil Quality Evaluation.
- Zhunaula A. *et al.* 2011 Determinación de pesticidas organofosforados en banano (*Musa sapientum*) mediante cromatografía de gases. Tesis Ing. Escuela Politécnica del Ejército.

VIII. ANEXOS