



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS

AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE EDAFOLOGIA

Balance de carbono y tasa de descomposición de mantillo y horizontes de fermentación de suelos forestales

EDGAR BARRALES BRITO

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MEXICO

2013

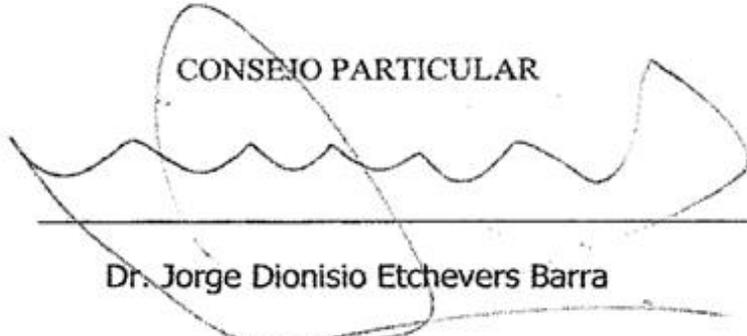
La presente tesis titulada: Balance de carbono y tasas de descomposición de mantillo y horizontes de fermentación de suelos forestales, realizada por el alumno Edgar Barrales Brito, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de

MAESTRO EN CIENCIAS

EDAFOLOGÍA

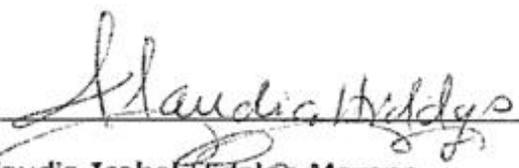
CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO



Dr. Jorge Dionisio Etchevers Barra

ASESOR



Dra. Claudia Isabel Hidalgo Moreno

ASESOR



Dr. Gregorio Ángeles Pérez

Montecillo, Texcoco, Estado de México, 19 de Julio de 2013

AGRADECIMIENTOS

Al colegio de postgraduados, institución que me brindó la oportunidad de realizar los estudios de maestría en un gran ambiente de amistades y profesionalismo de toda la gente que conforma su comunidad.

Al consejo nacional de ciencia y tecnología por el apoyo otorgado para realizar los estudios de maestría, Institución sin la cual muchos no tendríamos la oportunidad de desarrollarnos y alcanzar un logro más en nuestra formación y preparación académica.

Al apoyo otorgado por el fideicomiso revocable de administración e inversión para el establecimiento y operación de los fondos para la investigación científica y desarrollo tecnológicos del centro público del colegio de postgraduados, por el apoyo otorgado para la realización del trabajo de investigación.

Al Dr. Jorge D. Etchevers Barra, por la oportunidad de poder trabajar con él, y de formar parte del equipo de trabajo que ha creado, por su amistad, apoyo y enseñanzas durante la realización de mi trabajo de tesis.

A la Dra. Claudia Hidalgo Moreno, por el apoyo durante mi estancia en el colegio de postgraduados, por compartir sus enseñanzas en la parte de laboratorio. Por todo el apoyo brindado y las sugerencias para mejorar el trabajo que hoy se culmina.

Al Dr. Fernando Paz Pellat, por brindarme muchas oportunidades para conocer nuevas experiencias y conocimientos de muchos investigadores que trabajan en la temática de carbono en México y en el extranjero. Gracias por el apoyo y sus enseñanzas.

Al Dr. Gregorio Ángeles Pérez por el apoyo otorgado y la oportunidad de trabajar en el municipio de Zacualtipán, Hidalgo. Por permitirme conocer los bosques de este estado y de saber que es posible aprovechar nuestros recursos naturales de manera sustentable.

A la M.C. Juliana Padilla Cuevas por todo el apoyo en el trabajo de laboratorio y a los amigos del laboratorio de fertilidad de Suelos: Guille, Leo, Diana, Joel, Francisco, Lupita, Mariana, Isabel, Mínera. Por sus consejos y sugerencias durante el trabajo de laboratorio.

A la Dra. Vinisa Saynés Santillán por el apoyo y la amistad brindada durante la realización del trabajo de tesis.

A todos los profesores del Colegio de Postgraduados que en un determinado trecho de mi estancia en esta institución, me brindaron sus enseñanzas.

A todas aquellas personas que me brindaron la confianza y el apoyo de los sitios de colecta de mantillos en los diferentes bosques, pulmones de nuestro México y que son necesarios para nuestras subsistencias y crecimiento como seres humanos.

DEDICATORIA

A México, que a pesar que esté pasando por muchas adversidades en la actualidad, conforta saber que hay muchas personas trabajamos por mejorar la situación de nuestro país.

A mis padres, Sra. Araceli Brito Vásquez y Sr. José Sergio Barrales Domínguez. Por el impulso y apoyo durante toda mi vida. Por ser ejemplos de vida y enseñarme que los logros de la vida se consiguen con esfuerzos.

A mis abuelos: Sr. Perfecto Barrales Adata (+) y Sr. Leónides Brito Ramírez (+), ambos me dejaron las enseñanzas del trabajo duro. Y mis abuelas Teresa Domínguez Vieyra y Josefina Vásquez Hernández por su amor y cariño.

A mis hermanos: Sergio, Elizabeth y Diego, con la seguridad de que logran las metas que se han propuesto.

INDICE GENERAL

INDICE DE FIGURAS.....	vii
INDICE DE CUADROS	ix
RESUMEN.....	xi
ABSTRACT	xii
CAPITULO I. INTRODUCCIÓN GENERAL Y OBJETIVOS.....	1
OBJETIVOS.....	3
Generales	3
Particulares	3
HIPÓTESIS.....	3
CAPITULO II. PROTOCOLO ESTANDARIZADO PARA LA ESTIMACIÓN <i>IN VITRO</i> DE LA RESPIRACIÓN DE MUESTRAS DE MANTILLO Y CAPAS DE FERMENTACIÓN.....	5
RESUMEN.....	5
INTRODUCCIÓN	6
REVISIÓN DE LITERATURA.....	7
Métodos para determinar flujos de CO ₂ <i>in vitro</i> y en ecosistemas.....	7
OxiTop OC110®.....	8
Partes del equipo	8
Funcionamiento del equipo	9
MATERIALES Y MÉTODOS	11
Preparación de las muestras	11
Modo de funcionamiento del equipo a utilizar.....	12
Selección de muestra.....	12
Optimización de condiciones para medir respiración en mantillo y capas de fermentación.....	12
Cálculo de CO ₂ producido en la respiración a partir del consumo de oxígeno.....	15
Tasa de respiración.....	16
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	16
Selección de muestra.....	16
Desarrollo experimental.....	19
Emisión de CO ₂	20
Porcentaje de carbono emitido en la incubación.....	25
Tasas de descomposición	26

Análisis estadístico.....	28
CONCLUSIONES	32
CAPITULO III. RESERVORIOS DE CARBONO Y EMISIONES DE CO ₂ EN MUESTRAS DE MANTILLO Y CAPAS DE FERMENTACIÓN DE DIFERENTES TIPOS DE BOSQUE.	33
RESUMEN.....	33
INTRODUCCIÓN	34
REVISIÓN DE LITERATURA.....	35
Situación de los ecosistemas forestales en México.	38
Mantillo.	40
Factores involucrados en los procesos de descomposición.....	43
Condiciones ambientales.....	43
Propiedades biológicas del suelo.....	44
Descomposición de mantillo y capas de fermentación.....	46
Emisión de CO ₂	47
MATERIALES Y MÉTODOS	48
Medición de los reservorios de carbono en el mantillo y capas de fermentación de bosque con diferente composición arbórea.	52
Medición de los reservorios de carbono en el mantillo y capas de fermentación de un bosque sometido a manejo forestal.....	53
Caracterización de muestras de mantillo y capas de fermentación	53
Cuantificación de la emisión de CO ₂ de mantillo y capas de fermentación utilizando el equipo OxiTop ®	57
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	59
Reservorios de carbono muestras de mantillo y capas de fermentación de bosques con diferente composición arbórea.....	59
Reservorios de Carbono en muestras de mantillo y capas de fermentación de un bosque con manejo forestal.....	60
Caracterización de Muestras de mantillo y capas de fermentación.....	61
Emisión de CO ₂ por muestras de mantillo y capas de fermentación utilizando el OxiTop.....	67
Tasas de descomposición de mantillo y capas de fermentación de un bosque manejado.	83
Tasas de descomposición de mantillo y capas de fermentación en bosques con diferente composición arbórea.....	85
CONCLUSIONES	87

CAPÍTULO IV. NATURALEZA DE LA MATERIA ORGÁNICA EN MUESTRAS DE MANTILLO Y CAPAS DE FERMENTACIÓN DE DIFERENTES TIPOS DE BOSQUE.	90
RESUMEN.....	90
INTRODUCCION	91
REVISION DE LITERATURA	93
Descomposición de mantillo y capas de fermentación.....	93
Factores involucrados en los procesos de descomposición.	94
Componentes químicos del mantillo y las capas de fermentación.	95
Sustancias húmicas.....	97
MATERIALES Y MÉTODOS	100
Determinación de Celulosa, Hemicelulosa y Lignina.	101
Fraccionamiento de la materia orgánica.....	103
Análisis de espectroscopía por infrarrojo (FTIR).....	105
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	105
Contenido de celulosa, hemicelulosa y lignina	105
Descripción de los espectros FTIR de las capas Oi de rodales con distinto tiempo de aprovechamiento.	116
CONCLUSIONES	125

INDICE DE FIGURAS.

Figura 1. Partes del equipo OxiTop ®: A: control electrónico, B: Cabezal, C: Frascos, D: Base agitadora.	9
Figura 2. Partes del equipo y funcionamiento del mismo en un proceso de la respiración de muestras sólidas.	10
Figura 3. Preparación de tratamientos con muestra de mantillo de <i>Quercus</i> spp a diferentes porcentajes de humedad.	13
Figura 4. Cantidad de CO ₂ calculada con el consumo de oxígeno de muestra de mantillos y capa de fermentación.	18
Figura 5. Medición de la pérdida de presión realizando ventilaciones periódicas para muestras de mantillo de <i>Quercus</i> spp.	19
Figura 6. CO ₂ emitido por los diferentes tratamientos con cantidad de muestra.	21
Figura 7. CO ₂ emitido por los tratamientos con diferentes porcentajes de humedad.	22
Figura 8. Emisión de CO ₂ total registrada al final del proceso de incubación en muestras de mantillo de <i>Quercus</i> spp con porcentajes variables humedad y cantidad de muestra.	24
Figura 9. Cantidad de carbono que se emitió al final del proceso de incubación en los distintos tratamientos.	25
Figura 10. CO ₂ emitido por los tratamientos. Las líneas verticales en la parte superior de las barras representan el valor del error estándar.	29
Figura 11. Ciclo global del carbono (Chapin <i>et al.</i> 2002).	37
Figura 12. Perfil de suelo representativo de un suelo forestal con la presencia de la capa orgánica y sus capas de fermentación (Chapin <i>et al.</i> 2002).	41
Figura 13. Sitios de muestreo y condiciones de mantillo y capas de fermentación de bosques de <i>P. montezumae</i> (A,B,C), <i>F. grandifolia</i> (D,E,F) y <i>Quercus</i> spp (G,H).	50
Figura 14. Condiciones sitios de muestreo en rodales de Bosque de <i>P. patula</i> y <i>Quercus laurina</i> con manejo forestal.	50
Figura 15. Muestras A: Mantillo (Oi); B= capa de fermentación intermedia (Oe) y C= capa de fermentación descompuesta (Oa) de bosque bajo manejo forestal.	51
Figura 16. Humedecimiento de muestras al 60% de humedad y muestras en el OxiTop en una incubadora a temperatura controlada ($\pm 25^{\circ}\text{C}$).	58
Figura 17. Densidad de mantillo y CF de bosque de <i>Quercus</i> spp. Cantidad de material que ocupó un volumen de 100 ml.	69
Figura 18. Emisión de CO ₂ en la capa Oi (Mantillo) de rodales con diferente tiempo de aprovechamiento y composición botánica.	70
Figura 19. Respiración de muestras de mantillo de bosques de <i>Quercus</i> spp, <i>Pinus montezumae</i> y <i>Fagus grandifolia</i> .	71
Figura 20. Emisión de CO ₂ en capa intermedia Oe de rodales con distintos tiempos de aprovechamiento.	72
Figura 21. Emisión de CO ₂ de capa más descompuesta (Oa) de rodales con distintos tiempos de aprovechamiento.	73
Figura 22. Respiraciones de capas de fermentación de bosque de <i>Quercus</i> spp, <i>Pinus montezumae</i> y <i>Fagus grandifolia</i> .	74

Figura 23. Cantidad final de CO ₂ en muestras de mantillos y capas de fermentación en 10 días de incubación. (Medias con misma letra no son significativas P 0.05 prueba de Tukey).	76
Figura 24. Cantidad de CO ₂ al final de la incubación en mantillos y capas de fermentación de Bosque de <i>Quercus</i> spp, <i>Pinus montezumae</i> y <i>Fagus grandifolia</i> . Medias con misma letra no son significativas P 0.05 prueba de Tukey. Barras paralelas son el error estándar.	78
Figura 25. Presencia de hongos en la incubación con muestras de mantillo en los diferentes bosques	78
Figura 26. Contenidos de celulosa, hemicelulosa y lignina en capas orgánicas de un bosque sometido a manejo forestal con distintos años de aprovechamiento. Líneas paralelas son la desviación estándar.	108
Figura 27. Contenidos de Celulosa, hemicelulosa y lignina en horizontes orgánicos de tres diferentes bosques.....	110
Figura 28. Contenido de carbono en los distintos fracciones de la materia orgánica: Hn: huminas, HA: ácidos húmicos, HF: ácidos fúlvicos, COD: carbono orgánico disuelto, MOF: materia orgánica fresca. En bosque sometido a manejo forestal.	113
Figura 29. . Contenido de carbono en las distintas fracciones de materia orgánica: Hn: huminas, HA: ácidos húmicos, HF: ácidos fúlvicos, COD: carbono orgánico disuelto, MOF: materia orgánica fresca. En bosques de <i>Quercus</i> spp, <i>Pinus montezumae</i> , <i>Fagus grandifolia</i>	115
Figura 30. Capa Oi del rodal de <i>P. patula</i> aprovechado en 1987 antes (A) y después (D) de incubar en el OxiTop.	117
Figura 31. Espectros FTIR de la capa Oi de los rodales de <i>P. montezumae</i> aprovechados en 1987 y 1995 después de la incubación en el OxiTop.....	118
Figura 32. Espectros FTIR para las fracciones ácido húmico (AH), ácido fúlvico (AF) y huminas (Hn) de la capa Oi del rodal de <i>P. patula</i> aprovechado en 1987.....	119
Figura 33. Espectros de FTIR de la capa Oi de los bosques de <i>Quercus</i> spp (<i>Q</i>), <i>Fagus grandifolia</i> (<i>F</i>) y <i>Pinus montezumae</i> (<i>P</i>) después de incubación.	123
Figura 34. Espectros FTIR de las fracciones de ácidos húmicos (AH), ácidos fúlvicos (AF) y huminas (Hn) del bosque de <i>Quercus</i> spp.....	124

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Tratamientos para la determinación de las condiciones óptimas de medición de la respiración de mantillo y capas de fermentación.	13
Cuadro 2. Volumen ocupado por las muestras (V_m) dentro del frasco del equipo en los diferentes tratamientos.	14
Cuadro 3. Volumen (V_m) ocupado por los dispositivos dentro del frasco dependiendo del tipo de frasco.	14
Cuadro 4. Pérdida media de presión de las diferentes muestras de mantillo y capas de fermentación.	17
Cuadro 5. Porcentaje de C transformado a CO_2 durante el proceso de incubación en los distintos tratamientos.	26
Cuadro 6. Modelos generados por las líneas de tendencias y valor de la R^2 de cada uno, de la emisión de CO_2 en los distintos tratamientos en 10 de días de incubación.	27
Cuadro 7. Tasas de mineralización de los distintos tratamientos CO_2 ($\text{mg kg}^{-1} \text{ día}^{-1}$).	27
Cuadro 8. Análisis de varianza.	28
Cuadro 9. Valores estadísticos de la respiración ($\text{mg CO}_2 \text{ kg}^{-1}$) para los distintos tratamientos evaluados para la respiración de muestras de mantillo.	29
Cuadro 10. Valores de $F < P_r$ para las variables evaluadas y la interacción entre estas, para los distintos días de incubación.	31
Cuadro 11. Valores de la media y diferencia mínima significativa (DMS) para cada factor con sus diferentes niveles.	31
Cuadro 12. Materiales presentes en los diferentes sitios de muestreo.	52
Cuadro 13. Reservorios de carbono (t ha^{-1}) en mantillos y capas de fermentación de bosques con diferente composición arbórea.	60
Cuadro 14. Reservorios de carbono (t ha^{-1}) en mantillos y capas de fermentación de un bosque de <i>P. patula</i> con manejo forestal.	61
Cuadro 15. Valores de pH de mantillos y capas de fermentación de bosques sometido a manejo forestal	62
Cuadro 16. Valores de pH de mantillos y capas de fermentación de bosques con diferente composición arbórea.	62
Cuadro 17. Concentraciones de nutrientes en mantillos y capas de fermentación de rodales con aprovechamiento forestal.	63
Cuadro 18. Contenidos de C, N y P en muestras de mantillo y capas de fermentación de un bosque de <i>P. patula</i> con manejo	64
Cuadro 19. Contenidos de carbono, Nitrógeno y fósforo en mantillos y CF de <i>Quercus</i> spp, <i>Pinus montezumae</i> y <i>Fagus grandifolia</i>	65
Cuadro 20. Relación C/N, C/P y Lignina/N de mantillos y CF de bosque con manejo forestal	66
Cuadro 21. Relación C/N, C/P y lignina/N en mantillos y CF de <i>Quercus</i> spp, <i>Pinus montezumae</i> y <i>Fagus grandifolia</i>	67
Cuadro 22. Densidad de mantillos y capas de fermentación molidas de rodales con diferentes años de aprovechamiento y tamizadas en malla 10.	68
Cuadro 23. Densidad de mantillos y capas de fermentación de diferentes tipos de bosques molidas y tamizadas en malla 10.	68

Cuadro 24. CO ₂ (mg Kg ⁻¹) al final de la respiración en las tres capas de rodales con distintos fechas de aprovechamiento.	74
Cuadro 25. CO ₂ producido en 10 días por muestras de mantillo y CF de <i>Quercus</i> spp, <i>Pinus montezumae</i> y <i>Fagus grandifolia</i>	77
Cuadro 26. Análisis de variación	79
Cuadro 27. Valores de F<Pr para las variables evaluadas y la interacción entre estas, para los distintos días de incubación.....	81
Cuadro 28. Valores de la media de CO ₂ y diferencia mínima significativa (DMS) para cada factor con sus diferentes niveles.....	81
Cuadro 29. Valores de F<Pr para las variables evaluadas y la interacción entre estas, para los distintos días de incubación.....	82
Cuadro 30. Valores de la media de CO ₂ y diferencia mínima significativa (DMS) para cada factor con sus diferentes niveles.....	82
Cuadro 31. Líneas de tendencia de la emisión de CO ₂ en el mantillo y capas de fermentación en 10 días de incubación y valores de la R ²	83
Cuadro 32. Tasas de respiración de mantillos y CF en la incubación con el equipo OxiTop OC110.....	84
Cuadro 33. Porcentaje de carbono transformado a CO ₂ en 10 días de incubación en mantillos y capas de fermentación de un bosque con manejo forestal.	85
Cuadro 34. Líneas de tendencia de la emisión de CO ₂ en el mantillo y capas de fermentación en 10 días de incubación y valores de la R ² , en bosque de <i>Quercus</i> spp, <i>Pinus montezumae</i> y <i>Fagus grandifolia</i>	86
Cuadro 35. Tasas de respiración de mantillos y CF provenientes de bosques de <i>Quercus</i> spp, <i>Pinus montezumae</i> y <i>Fagus grandifolia</i>	86
Cuadro 36. Porcentaje de carbono transformado a CO ₂ en 10 días de incubación en mantillos y CF de bosques con diferente composición arbórea.....	87
Cuadro 37. Contenidos de celulosa, hemicelulosa y lignina (g kg ⁻¹) en muestras de mantillos y capas de fermentación de bosques con diferentes años de aprovechamiento.	106
Cuadro 38. Contenido de Celulosa hemicelulosa y Lignina (mg kg ⁻¹) en muestras de mantillo y capas de fermentación <i>Quercus</i> spp, <i>Pinus montezumae</i> y <i>Fagus grandifolia</i>	109
Cuadro 39. Contenido de carbono (mg g ⁻¹) en distintas fracciones orgánicas de mantillo y capas de fermentación de rodales aprovechados en diferentes años.....	112
Cuadro 40. Contenidos de carbono (mg g ⁻¹) en fracciones orgánicas de mantillo y capas de fermentación bosques de <i>Quercus</i> spp, <i>Pinus montezumae</i> , <i>Fagus grandifolia</i>	115
Cuadro 41. Bandas de absorción de grupos funcionales de capas Oi de los rodales de <i>P. moctezumae</i> aprovechados en 1987 y 1995.	116
Cuadro 42. Bandas de absorción de grupos funcionales de ácidos húmicos, fúlvicos y huminas de la capa Oi del rodal de <i>P. patula</i> aprovechado en 1987	120
Cuadro 43. Bandas de absorción de grupos funcionales de capa Oi de tres tipos de bosque <i>Pinus montezumae</i> , <i>Fagus grandifolia</i> y <i>Quercus</i> spp.	122
Cuadro 44. Bandas de absorción de grupos funcionales de ácidos húmicos, fúlvicos y huminas aislados de la capa Oi de un bosque de <i>Quercus</i> spp.....	125

BALANCE DE CARBONO Y TASAS DE DESCOMPOSICIÓN DE MANTILLO Y HORIZONTES DE FERMENTACIÓN DE SUELOS FORESTALES

Edgar Barrales Brito, M.C.
Colegio de Postgraduados, 2013

RESUMEN

El mantillo y horizontes de fermentación (CF) es un reservorio dinámico de carbono (C) en suelos forestales. Las metodologías que cuantifican la emisión de CO₂ por la descomposición son escasas y requieren periodos largos de medición. Se requieren métodos para poder generar información de la emisión de CO₂ de éstas capas orgánicas en tiempos cortos de medición.

Los objetivos fueron: generar un protocolo para la medición de la emisión de CO₂ por la descomposición de mantillo y CF con un respirómetro manométrico (OxiTop®). Medir los reservorios de C de mantillo y CF de bosques con diferentes condiciones. Medir la emisión de CO₂ del mantillo y CF y las tasas de descomposición con un respirómetro. Analizar las características químicas de los mantillos y horizontes de fermentación.

Se determinaron las condiciones óptimas para medir la respiración en este equipo *In vitro*, controlando la cantidad de muestra (5, 10, 20 y 40 g), humedad (20, 40, 60 y 80 %) y temperatura (25°C) en un plazo de 10 días. Se encontró que con 10 g de muestra y humedad al 60% se registró la mayor tasa de emisión de CO₂ (23 500 mgCO₂ kg⁻¹) con la menor amplitud de variación (331 mgCO₂ kg⁻¹).

Se muestreo mantillo y CF en bosques de naturales de Hidalgo, Tlaxcala y Estado de México (*F. grandifolia*, *P. montezumae* y *Quercus* spp) y manejado (*Pinus patula*) en rodales cosechados en diferentes años (1986, 1987, 1988, 1993 y 1995). Se determinó los reservorios de C y sus propiedades químicas (pH, C, N, lignina, C/N, lignina/N, huminas) y la emisión de CO₂ y tasas de emisión con las condiciones determinadas en el protocolo.

En general, los reservorios de C fueron más altos en las CF (4 t ha⁻¹) que en el mantillo (2 t ha⁻¹) debido a la cantidad de biomasa existente en estas capas. Sin embargo, la concentración de C fue más alta en el mantillo que en la CF. La emisión de CO₂ fue más alta en el mantillo (18 000 mgCO₂ kg⁻¹) que en las CF (2 000 mgCO₂ kg⁻¹) en todos los bosques y esta disminuyó con la profundidad de las CF, debido a que en las CF existen mayores contenidos de lignina y huminas, elementos más recalcitrantes a la descomposición y la emisión de CO₂ disminuyó con el paso del tiempo. En los cinco rodales cosechados, la emisión de CO₂ fue mayor con un tiempo más reciente desde la cosecha (1995) y disminuyó a un mayor tiempo desde su cosecha (1986). Debido a que los mantillos y CF tenían diferentes estados de descomposición, lo que se observó el efecto del manejo del bosque sobre la dinámica de C en la descomposición.

Palabras claves: Biogeoquímica, emisión de CO₂, respirometría, materia orgánica, bosques

CARBON BALANCE AND RATE DECOMPOSITION OF LITTER AND FERMENTATION HORIZONS FOREST SOIL

Edgar Barrales Brito, M.Sc.
Colegio de Postgraduados, 2013.

ABSTRACT

The forest litter and fermentation horizons (CF) is a dynamic reservoir of carbon (C) in forest soils. The methodologies that quantify CO₂ emissions from the decomposition are scarce and require long periods of measurement. Methods are required to generate CO₂ emission of these organic layers measuring short times.

The objectives were: to generate a protocol for measuring CO₂ emissions from the decomposition of litter and CF with manometric respirometer (OxiTop ®). Measure C reservoirs of forest litter and CF with different conditions. Measure the CO₂ emission mulch and CF decay rates a respirometer. Analyze the chemical characteristics of mulches and fermentation horizons.

Optimal conditions were determined to measure breathing *in vitro* on this instrument, controlling the amount of sample (5, 10, 20 and 40 g), humidity (20, 40, 60 and 80 %) and temperature (25 °C) in within 10 days. It was found that with 10 g of sample and 60 % humidity recorded the highest CO₂ emission rate (2 350 mgCO₂ kg⁻¹) with smaller amplitude of variation (33 mgCO₂ kg⁻¹).

The forest litter and CF was sampled in natural forests of Hidalgo , Tlaxcala and Estado de Mexico (*F. grandifolia* , *P. montezumae* and *Quercus* spp) and managed (*Pinus patula*) in stands harvested in different years (1986, 1987, 1988, 1993 and 1995). Reservoirs was determined C and chemical properties (pH, C, N, lignin, C/N, lignin/N, humins) and CO₂ emissions and emission rates with the conditions specified in the protocol.

In general, the reservoirs of C were higher in CF (4 t ha⁻¹) that the forest litter (2 t ha⁻¹) due to the amount of biomass present in these layers. However, the C concentration was higher in the forest litter that horizons fermentation. The CO₂ emission was higher in the forest litter (18 000 mgCO₂ kg⁻¹) than in CF (2000 mgCO₂ kg⁻¹) in all forests and this decreased with depth of CF, since in the CF there are higher contents of lignin and humins, recalcitrant elements to decay and decreased CO₂ emissions over time. In the five stands harvested, CO₂ emission was higher with newer time from harvest (1995) and decreased to a greater time from harvest (1986). Because the forest litter and CF had different stages of decomposition, which we observed the effect of forest management on the dynamics of C in the decomposition.

Keywords: biogeochemistry, CO₂ emissions, respirometry, organic matter, forest

CAPITULO I. INTRODUCCIÓN GENERAL Y OBJETIVOS.

La descomposición de la materia orgánica del suelo, proceso por el cual los residuos orgánicos son degradados por microorganismos y macrofauna presentes en éste, es un fenómeno relacionado con el reciclado de nutrientes, el mejoramiento de las propiedades físicas y de la fertilidad del suelo. Dicho proceso se lleva cabo en periodos variables de tiempo, que dependen de la composición química de los residuos, la humedad, temperatura del medio, y características del suelo como son el pH, la porosidad y la diversidad biológica. La descomposición de la materia orgánica del suelo y los residuos en él depositados, libera CO₂ desde los ecosistemas a la atmósfera, como parte del ciclo global del carbono. Este aporte incrementa la concentración de este gas que contribuye al efecto invernadero en el cambio climático global. El estudio del flujo de CO₂ de los ecosistemas a la atmósfera no es fácil de realizar, los resultados dependen de las condiciones ambientales de un sitio determinado, haciendo que los datos sean poco reproducibles.

El mantillo en los suelos forestales, es una capa orgánica formada por residuos vegetales (hojas, ramas, raíces, frutos y semillas) y por la fauna de un ecosistema, que constituye un reservorio dinámico de carbono. Existe escasa información y pocos datos exactos de los flujos de carbono provenientes de la descomposición de esta capa, en especial, porque su estudio requiere un tiempo prolongado. Por esta razón es necesario desarrollar métodos rápidos que permitan generar indicadores del CO₂ emitido por el mantillo y las capas de fermentación. Estos métodos deben ser fáciles de aplicar y los datos generados deben ser comparables y válidos para distintos tipos de bosques.

En la presente investigación, se aspiró a generar un protocolo para la medición del CO₂ emitido por la descomposición de mantillo y capas de fermentación *in vitro*, mediante el uso de un respirómetro manométrico (Oxitop OC110®). Antes de realizar las mediciones se investigaron las mejores condiciones de humedad, temperatura y cantidad de muestra que deberían usarse para la investigación. Una vez logrado este propósito se determinó la cantidad de CO₂ emitido por el mantillo y capas de fermentación colectado de bosques de *Pinus patula*, cosechados a través del método de árboles padres y permitidos regenerarse por un lapso entre 25 y 16 años, y bosques de *Pinus montezumae*, *Fagus grandifolia* y *Quercus* spp que no tienen ningún tipo de manejo.

Además se analizó algunas propiedades que influyen en la descomposición de los mantillos y capas de fermentación. Se analizaron el contenido de carbono, nitrógeno, fósforo; así como de las concentraciones de celulosa, hemicelulosa y lignina; y los contenidos de carbono en las fracciones húmicas; y por último se analizó las propiedades de los principales grupos funcionales presente en el mantillo y capas de fermentación.

En el protocolo estandarizado se determinó que con las condiciones de 10 g de muestra y con porcentajes de humedad del 60% se alcanzan los valores máximos de emisión de CO₂, así como las tasas de descomposición con mínima variación entre los resultados. Concluyendo que con muestras mayores a 20 g y con menores porcentajes de humedad, se registra una menor emisión de CO₂ y con una gran variación y error entre las repeticiones de las muestras. Se concluye que el equipo OxiTop permite generar información de las emisiones de CO₂ en el mantillo y capas de fermentación de manera rápida y con mucha exactitud.

Al analizar los mantillos y capas de fermentación de los diferentes bosques se encontró que el mantillo representó los mayores contenidos de carbono y este disminuyó con la descomposición de las capas orgánicas. Las emisiones de CO₂ fueron mayores en el mantillo y disminuyeron con la descomposición. En los rodales con aprovechamiento forestal, se concluyó que con tiempos más recientes desde el aprovechamiento la emisión es mayor y esta disminuirá conforme el tiempo desde la cosecha es mayor.

En la emisión de CO₂ desde los mantillos influyó las propiedades de éstos; los valores de C/N disminuyeron con la descomposición y la relación lignina/N aumentó con la descomposición. Se encontró que las capas de fermentación contenían elementos con estructuras más complejas en la materia orgánica, como la lignina y huminas, por lo que sus emisiones de CO₂ son menores. Esto además de estructuras aromáticas más complejas en las capas de fermentación indica que la materia orgánica se estabiliza.

El trabajo de investigación tiene los siguientes objetivos e hipótesis

OBJETIVOS

Generales

- ▲ Generar un protocolo para evaluar la emisión de CO₂ de muestras de mantillo y capas de fermentación *in vitro* utilizando un respirómetro manométrico, OxiTop OC110 ®.
- ▲ Estimar *in vitro* las tasas de descomposición del mantillo (hojarasca) y de las capas de fermentación en diferentes tipos de vegetación de ecosistemas forestales.

Particulares

- ▲ Ajustar una técnica *in vitro* para estudiar la descomposición de mantillo y capas de fermentación y generar un protocolo.
- ▲ Evaluar el efecto de la cantidad de muestra a medir y el contenido de humedad para generalizar la metodología de medición.
- ▲ Caracterizar las muestras de mantillo y capas de fermentación de diferentes tipos de vegetación de bosques naturales y manejados.
- ▲ Establecer el contenido de carbono en el mantillo y las capas de fermentación de diferente composición arbórea y un bosque sometido a manejo forestal.
- ▲ Determinar la tasa de descomposición de mantillo y las capas de fermentación de bosques con diferente composición botánica en condiciones de laboratorio.

HIPÓTESIS

- La disminución de la presión parcial de oxígeno en un sistema cerrado *in vitro* se asocia directamente con el CO₂ generado por la descomposición de la materia orgánica, según lo indica el aparato utilizado.
- La disminución de la presión parcial del oxígeno es función de la cantidad, y condiciones de humedad del mantillo y capas de fermentación, a 25 °C.

- La presión parcial se estabilizará en el tiempo de incubación, independientemente del material incubado, cuando se mantienen las mismas condiciones de temperatura y humedad.
- El carbono en el mantillo es mayor que en las capas de fermentación.
- La cantidad de CO₂ emitido y las tasas de descomposición de los materiales es mayor en la hojarasca (mantillo) que en las capas de fermentación.
- El porcentaje de carbono emitido estará en función de las características propias del mantillo y capas de fermentación.
- La cantidad de carbono retenido en el material original (hojarasca y capas de fermentación) después del proceso de descomposición es función de las condiciones experimentales que se fijen.
- La cantidad de carbono retenido después del proceso de descomposición es mayor que la cantidad de C liberado en forma de CO₂.

CAPITULO II. PROTOCOLO ESTANDARIZADO PARA LA ESTIMACIÓN *IN VITRO* DE LA RESPIRACIÓN DE MUESTRAS DE MANTILLO Y CAPAS DE FERMENTACIÓN.

RESUMEN

Las metodologías que permitan cuantificar en corto tiempo la cantidad de CO₂ emitido por la descomposición de la materia orgánica son escasas y la generación de información de los flujos de carbono requiere periodos largos de medición. En esta primera fase del trabajo de investigación que se reporta, se desarrolló un protocolo estandarizado de operación (PEO) para cuantificar la emisión de CO₂ de mantillo y capas de fermentación *in vitro*, de bosques templados con un respirómetro manométrico (OxiTop OC 110®). Se utilizaron muestras de mantillo de un bosque de *Quercus* spp, se seleccionó este tipo de bosque porque se sabe que presenta tiempos de descomposición menores que otros bosques, propiedad idónea para realizar las pruebas de calibración. El diseño experimental fue completamente al azar. La temperatura de incubación se fijó a 25°C. Se utilizaron dos variables experimentales con cuatro niveles cada uno: porcentaje de humedad del mantillo (20, 40, 60 y 80 %) en relación al peso seco y cantidad de muestra (5, 10, 20, 40 g). Cada tratamiento se repitió tres veces. Este experimento previo estuvo destinado a determinar las mejores condiciones de medición. Como variables de respuesta se consideró el grado de error de las repeticiones y la eficiencia de la respiración, esto es, el porcentaje de carbono respirado en relación al carbono total, en un plazo de 10 días. Las condiciones óptimas para la medición se establecieron con 10 g de muestra y una humedad del 60 % en relación al peso seco de la muestra. Con estas condiciones de humedad y cantidad de muestra, se registró la máxima emisión de CO₂ (23,554 mg de CO₂ por kilo de muestra) y la menor desviación estándar (331mg CO₂ por kilo de muestra), que resultó ser el menor valor entre todos los tratamientos analizados. Así mismo, se tuvo el mejor porcentaje de eficiencia del proceso, con una mineralización equivalente al 5.26 % del carbono total presente en la muestra. La medición de la respiración de este tipo de muestras en laboratorio, depende de las características de medición y la disponibilidad del oxígeno presente dentro del sistema. Ésta resultó ser una limitante para la determinación de las condiciones óptimas de medición utilizando el equipo OxiTop OC 110.

Palabras claves: Respirometría, CO₂, OxiTop (R), Biogeoquímica

INTRODUCCIÓN

La medición de la respiración del suelo y los materiales depositados en su superficie es difícil de realizar; existen pocos métodos de medición de los flujos de CO₂ directamente en los ecosistemas. Generalmente los métodos que más usuales requieren de tiempos prolongados de medición y con equipos complejos, costosos y difíciles de utilizar.

La respiración se define como un proceso exotérmico, mediante el cual el O₂ (generalmente presente en el aire), oxida al carbono mediante reacciones metabólicas para formar CO₂ y H₂O. En edafología, la respiración se utiliza como un indicador de la actividad microbiana del suelo (Barrena 2006). La respiración es un proceso complejo de medir en el suelo, porque en ella se involucran factores que dependen de la actividad microbiológica del suelo, del medio ambiente y una enorme variabilidad espacial. Los principales factores que determinan la respiración y descomposición de los componentes orgánicos son las propiedades de éstos y las condiciones ambientales como la humedad y la temperatura suelo (Porta 2003).

Jonnason *et al.* (2004) investigaron como la temperatura y la adición de material orgánico inflúa en la respiración del suelo. Ambas mejoran las condiciones para la actividad microbiana e incrementa la mineralización de algunos elementos como el fósforo y nitrógeno. La adición de materia orgánica que contenga compuestos de fácil descomposición impulsa la actividad microbiana que mineraliza el carbono y emite CO₂ hacia la atmósfera.

La materia orgánica es parte fundamental en las características del suelo; por lo general mejora propiedades químicas y físicas como: el pH, la conductividad eléctrica, la estructura del suelo y la capacidad de retención de humedad, por mencionar algunas (Porta 2003; Grigatti *et al.* 2007; García *et al.* 2006); además representa beneficios por ser un reservorio de carbono (Schlesinger 1997, Etchevers *et al.* 2006; Cruz-Flores y Etchevers 2011).

El mantillo es una capa orgánica existente en los bosques sujeta a procesos de descomposición, por lo que en los estudios de balance de carbono e inventario de gases de efecto invernadero (GEI) se requiere conocer cuánto CO₂ libera este material a la atmósfera. Los métodos de evolución de CO₂ en recipientes cerrados y la captura de éste en una base, son poco precisos. Por ello se requiere generar información con nuevos métodos que sean rápidos y fáciles de aplicar.

Hay métodos modernos que permiten cuantificar en el laboratorio y de una manera rápida y eficiente la respiración, si se controlan las condiciones de humedad y temperatura.

REVISIÓN DE LITERATURA

Métodos para determinar flujos de CO₂ *in vitro* y en ecosistemas.

La cuantificación de los flujos de CO₂ no es fácil realizarla tanto en campo como en laboratorio. En el primero de los casos se requiere conocer ciertos factores y parámetros que determinan el movimiento de este gas entre la atmósfera y los componentes de la fracción orgánica de los ecosistemas terrestres.

Una de las metodologías que se aplica en campo sirven monitorea la pérdida de peso de una cierta cantidad de material orgánico colocado en bolsas de malla, las cuales son depositadas en campo, tanto en la superficie como enterradas (Westermann y Crithers 1980). Por el efecto de los factores climáticos (lluvia, temperatura), y edafológicos (microbiológicos, pH, disponibilidad de energía) estos residuos se descomponen y pierden peso. La tasa de mineralización se determina por la pérdida de materia orgánica en un tiempo determinado (Westermann y Crothers 1980, Ono *et al.* 2009, Lusk *et al.* 2001, Chávez 2010).

Los métodos de laboratorio generalmente miden la evolución de CO₂ en sistemas cerrados y tienen la ventaja con respecto a los anteriores, de permitir el control de los factores que influyen en el proceso de descomposición (humedad, la temperatura y tiempo) (Rodionow *et al.* 2006, Acosta *et al.* 2006).

Los métodos de medición más modernos en campo, permiten registrar directa o indirectamente los cambios de los flujos de CO₂ y agua entre la atmósfera y el ecosistema a nivel puntual (cámaras de medición de flujos de CO₂) o en superficies que abarcan una parte o la totalidad del ecosistema (torre de medición técnica nombrada como correlación de vórtices o *eddy covariance*).

También se emplean cámara abiertas o cerradas directamente en el campo. Éstas cámaras miden la respiración del suelo *in situ* (el flujo de CO₂) entre el suelo y la atmósfera. Bekku *et al.* (1999) indicaron que estas metodologías se pueden clasificar en tres diferentes tipos. El primero, se basa en la absorción del CO₂ liberado por el suelo en un medio alcalino. Para ello se utiliza una

cámara cerrada que se coloca en el sitio de interés y el CO₂ de la respiración de suelo es atrapado por el álcali. El segundo método de medición *in situ* se denomina flujo abierto de análisis de gas, la respiración, mide el flujo de CO₂ que entra y sale de una cámara; la determinación de la concentración del gas también puede hacerse mediante la interacción de éste con una fuente receptora de radiación infrarroja, esto es, un analizador de gases. El tercer procedimiento es el de la cámara cerrada; el flujo de aire en este caso, que sale de la cámara, es analizado por infrarrojo y posteriormente el flujo regresa nuevamente a la cámara.

Las mediciones directas en el campo mediante torres de *eddy covariance* cuentan con instrumentos de medición para registrar las condiciones meteorológicas del sitio (velocidad del viento, temperatura, humedad relativa), así como instrumentos que miden concentración de gases. Este procedimiento se basa en el registro y posterior cálculo de los movimientos de las masas de aire y la concentración de los gases en la atmósfera en un tiempo real de medición.

OxiTop OC110[®]

Este equipo desarrollado por la empresa WTW (<http://www.wtw.de/es/>), es un respirómetro manométrico diseñado para determinar la demanda biológica de oxígeno de aguas residuales. El equipo reporta el consumo de oxígeno en un sistema cerrado, mediante medición continua en intervalos de tiempo la pérdida de presión. Se ha utilizado para medir la biodegradabilidad de la materia orgánica disuelta presente en aguas residuales. El equipo es ampliamente usado en países europeos (Barrena 2006). Se ha sugerido que podría utilizarse para la analizar los procesos de mineralización de la materia orgánica de los suelos; su respiración y actividad microbiana (Grigatti *et al.* 2007, Jiménez 2011, Kalamdhad *et al.* 2008) y evaluar remediación de suelos contaminados (Haapea and Tuhkanen 2006; Byoung and Miklas 2008). Sin embargo, no se ha utilizado para evaluar la emisión de CO₂ por la descomposición en muestras de mantillos y horizontes de fermentación de suelos forestales.

Partes del equipo

El equipo OxiTop OC110 (Figura 1) consta principalmente de cuatro componentes principales: (A) el control, (B) cabezal medidor, (C) frascos y (D) base agitadora. En el control electrónico (Fig. 1A) se establecen los parámetros iniciales para la medición: tiempo de medición, modo de operación (DBO₅, DBO *especial*, y Pressure p), intervalos de registro de datos y volumen de

medición; también descarga y almacena los datos de los cabezales. En el cabezal se localiza el sensor que registra los cambios de presión dentro del frasco de incubación y transfiere los datos al control por infrarrojo. En los frascos se coloca la muestra, pueden ser de tipo ámbar, utilizados para la determinación de la DBO de muestras líquidas, y transparentes adecuado para la medición de la respiración de muestras sólidas. La base agitadora proporciona la interacción del oxígeno con la materia orgánica disuelta (determinación de la DBO en líquidos) durante el proceso de respiración y para realizar la calibración del equipo.



Figura 1. Partes del equipo OxiTop ®: A: control electrónico, B: Cabezal, C: Frascos, D: Base agitadora.

Funcionamiento del equipo

El equipo OxiTop ®, mide el consumo de oxígeno de una muestra es un sistema cerrado, registrando la pérdida de presión dentro del frasco por el proceso de descomposición realizada por los microorganismos. En la Figura 2 se muestra el funcionamiento del equipo de manera esquematizada. Se coloca una cantidad de muestra dentro de los frascos de medición con un porcentaje de humedad que permita la actividad microbiana. Se usó una cantidad de absorbente de CO₂ suficiente para todo el proceso colocado en el aditamento especial (ver Figura 2) que se ubica debajo del cabezal; éste puede ser una solución de NaOH, KOH, o cal sodada (Sodalime). El frasco se sella con el cabezal para evitar fugas que interfieran con la medición (WTW 2006, Veeken *et al.* 2003).

En el proceso de respiración se consume oxígeno por la actividad de los microorganismos y se libera CO₂ y agua. El CO₂ es atrapado por el absorbente, generando en el interior del frasco, una disminución en la presión que registra el sensor localizado en el cabezal (ver Figura 2). Sin embargo, cuando las muestras son muy grandes o por sus propiedades promuevan una mayor respiración puede existir una limitación de oxígeno dentro del frasco al ser un sistema cerrado. Cuando se agota el oxígeno, el equipo no puede continuar midiendo por no haber más cambios en

la presión y en tal caso es necesario realizar ventilaciones para renovar el aire dentro del frasco y el proceso de respiración pueda continuar hasta el final del tiempo de incubación.

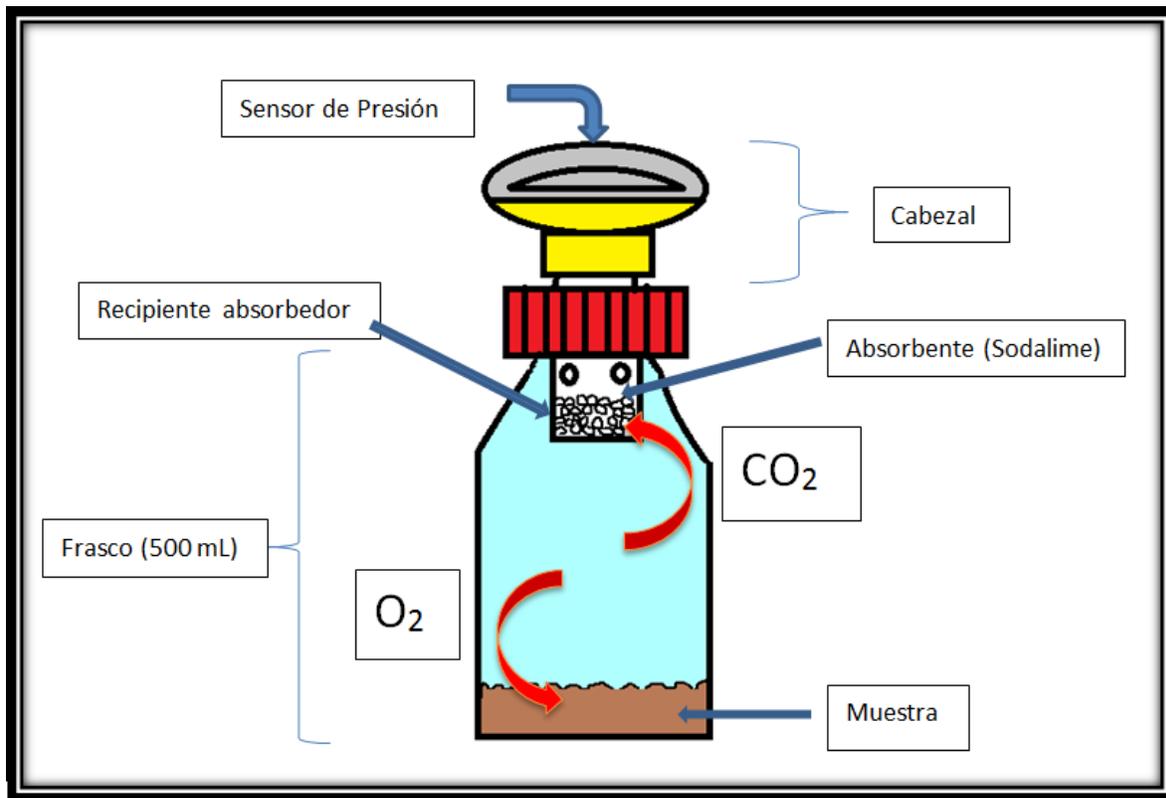


Figura 2. Partes del equipo y funcionamiento del mismo en un proceso de la respiración de muestras sólidas.

El equipo registra la pérdida de la presión en intervalos de tiempo, cada 40 minutos se registra un dato, durante el tiempo total establecido. La demanda biológica de oxígeno se obtiene mediante cálculos basados en la ley general de los gases (Ecuación 1) considerando los parámetros: temperatura, constante universal de los gases, peso molecular del oxígeno, cantidad de muestra y la pérdida de presión registrada (WTW Field Report). A partir de este dato se puede calcular de manera indirecta la cantidad de CO₂ que se formó en la respiración de una muestra de suelo.

$$R = \frac{M_{O_2}}{R * T} * \frac{V_{fr}}{m_{Bt}} * |\Delta P| \dots \dots \dots Ecuación(1)$$

dónde:

R = Respiración del suelo

M_{O_2} = Peso molecular del O_2 (31998 mg*mol)

R = Constante universal de los gases (83.14 L hPa /K mol)

T = Temperatura en grados Kelvin

V_{fr} = Volumen de oxígeno disponible (en litros)

M_{Bt} = Masa de mantillo (kg)

$|\Delta P|$ = Cambio de presión en (hPa)

Variable V_{fr} .

La variable V_{fr} se determinó con base en el volumen libre de aire dentro del frasco, para esto se utilizó la Ecuación 2. Se consideró como volumen total del sistema el volumen del frasco (500 ml), al cual se le restó el volumen ocupado por la muestra y el absorbente.

$V_{fr} = V_t - V_d - V_m$Ecuación 2

dónde:

V_t = volumen total del sistema

V_d = volumen ocupado por absorbente y dispositivos del absorbente

V_m = volumen ocupado por la muestra.

MATERIALES Y MÉTODOS

Preparación de las muestras

Para las pruebas con mantillo y capa de fermentación, se recolectó material de estas capas en un bosque de *Quercus* spp, en Tequixquihuac, México. Además se colectaron muestras de capas de fermentación en un bosque de *Pinus patula*, para realizar pruebas preliminares. Este material se secó, se molió y tamizó para pasar una malla con abertura de 2 mm (malla 10) para uniformizar el tamaño del material. Para obtener el valor de V_m se determinó la densidad del mantillo y de las capas de fermentación utilizando una probeta de 100 ml. Se llenó la probeta con mantillo y capa de fermentación y se registró el peso de muestra que ocupó dicho volumen, cada medición se repitió cinco veces. Este valor se transformó a kilogramos para realizar el cálculo de consumo de oxígeno.

Modo de funcionamiento del equipo a utilizar

El equipo OxiTop OC 110[®], cuenta con tres modos de operación los cuales son: *BOD special*, *Standard BOD* y *pérdida de presión*; las dos primeras funciones son principalmente para la determinación de la demanda biológica de oxígeno de muestras líquidas en constante agitación. El modo de operación de Presión (p) es el más indicado para la determinación del consumo de oxígeno de muestras de suelo, debido a que en ese se registra la pérdida de la presión con respecto a la la presión inicial dentro de los frascos del equipo en un determinado tiempo y permite calcular de manera indirecta el consumo de oxígeno y la cantidad de CO₂ (Veeken *et al.* 2003).

Selección de muestra

Para generar el protocolo se realizaron pruebas preliminares con diferentes tipos de muestras para seleccionar la muestra que se ocuparía para establecer el protocolo de medición. Se trabajó con muestras de mantillo de *Quercus* spp y muestras de mantillo y capas de fermentación (Oi, Oe y Oa, respectivamente) de un bosque de *Pinus patula*. Cada tratamiento se repitió tres veces. Se colocaron 20 g de cada muestra con una humedad del 60% en los frascos de incubación (ver Fig. 1C); y en cada uno de ellos se colocó 2.5 g de Sodalime (cal sodada) como absorbente de CO₂, se incubaron a 25°C, se registró la pérdida de presión dentro del frasco durante 10 días. Esta prueba se realizó únicamente con el fin de observar cómo se comportaba el equipo con diferentes muestras y seleccionar la muestra que registra un mayor consumo de oxígeno.

Optimización de condiciones para medir respiración en mantillo y capas de fermentación.

Para determinar la cantidad y porcentaje de humedad óptimas para la medir la respiración, se utilizó mantillo se seleccionó el mantillo del bosque de *Quercus* spp, muestra que presentó una mayor respiración en comparación con las de *Pinus patula*. Se pesaron cantidades de 5, 10, 20 y 40 g, y porcentajes de humedad de 20, 40, 60 y 80 %; en total se tuvieron 16 tratamientos producto de todas las combinaciones presentes. Cada tratamiento se repitió tres veces. La duración de la incubación fue de 10 días a una temperatura de 25°C ($\pm 1^\circ\text{C}$). En el Cuadro 1 se muestran el peso, humedad de los tratamientos y cantidad de agua requerida para los porcentajes de humedad (Figura 3). Las cantidades de muestras ensayadas fueron seleccionadas de una

amplitud de exploración considerando su potencial de emitir CO₂. La cantidad de absorbente de CO₂ fue constante en todos los tratamientos y no se consideró como una variable a analizar: Se calculó que la cantidad de cal sodada o Sodalime tenía la capacidad para absorber todo el CO₂ liberado en el tiempo total de incubación aún en el caso de las muestras de mayor tamaño.

Cuadro 1. Tratamientos para la determinación de las condiciones óptimas de medición de la respiración de mantillo y capas de fermentación.

Tratamiento	Peso (g)	Humedad (%)	Agua (ml)
1	5	20	1
2	5	40	2
3	5	60	3
4	5	80	4
5	10	20	2
6	10	40	4
7	10	60	6
8	10	80	8
9	20	20	4
10	20	40	8
11	20	60	12
12	20	80	16
13	40	20	8
14	40	40	16
15	40	60	24
16	40	80	32



Figura 3. Preparación de tratamientos con muestra de mantillo de *Quercus* spp a diferentes porcentajes de humedad.

El valor de la variable V_m para el cálculo del consumo de oxígeno no fue el mismo para cada tratamiento por las condiciones de los diferentes tratamientos (Cuadro 2). Los tratamientos con mayor cantidad de muestra y porcentaje de humedad tienen valor mayor en la variable V_m y la cantidad de oxígeno disponible (valor de V_{fr}) es menor, por lo que la disponibilidad de oxígeno fue una limitante en estos tratamientos. Cada 12 horas se agotó el oxígeno dentro de los frascos y se requirieron dos ventilaciones por día para poder medir la respiración en el plazo de 10 días. En los tratamientos con menor cantidad y porcentaje de humedad, también requirieron ventilaciones pero con menor frecuencia que los demás tratamientos.

Cuadro 2. Volumen ocupado por las muestras (V_m) dentro del frasco del equipo en los diferentes tratamientos.

Peso	Volumen ocupado, según humedad			
	20%	40%	60%	80%
	--(ml)--			
5 g	17.78 (0)*	20.75 (3)	23.71 (3)	26.67 (3)
10 g	35.57 (2)	41.49 (4)	47.42 (4)	53.35 (4)
20 g	71.13 (3)	82.99 (6)	94.84 (7)	106.70 (8)
40 g	142.26 (6)	165.98 (8)	189.69 (9)	213.40 (9)

*Entre paréntesis se indica el número de ventilaciones que se hizo por tratamientos

Los valores de los volúmenes ocupados por el absorbente y los recipientes dentro de los frascos ámbar y transparentes se determinaron con la densidad del Sodalime (0.85 g/cm^3), por lo que el volumen ocupado de 2.5 g utilizado en las pruebas fue de 2.12 cm^3 . El volumen de los contenedores del absorbente dentro de los frascos es de 4.33 y 3.67 ml para los frascos ámbar y transparentes respectivamente (Cuadro 3).

Cuadro 3. Volumen (V_m) ocupado por los dispositivos dentro del frasco dependiendo del tipo de frasco.

Dispositivos	Densidad (g/cm^3)	Volumen(cm^3)
Absorbente (Sodalime)	0.85	2.12
Frasco ámbar	1.18	4.33
Frasco transparente	3.28	3.67

Cálculo de CO₂ producido en la respiración a partir del consumo de oxígeno.

Para el calcular el CO₂ a partir del oxígeno consumido en la muestra se utilizaron los pesos equivalentes de cada elemento que compone la fórmula química de la respiración, la cual nos dice que para la formación de una molécula de CO₂ se requieren una molécula de C y dos moléculas de O₂.



Los pesos equivalentes para el O₂ y el CO₂ son 8 y 22 equivalentes gramo (eq gr) respectivamente. Estos datos se emplean para el cálculo de CO₂ envuelto a partir de los resultados del consumo de O₂ calculados con la pérdida de presión medida por el equipo.

A continuación se presenta un ejemplo de cálculo del CO₂ a partir de una cantidad de 44 701 mg O₂ por L consumido por una muestra de 5 g, esta cantidad de oxígeno se divide entre dos para tener la cantidad de O₂ en 0.5 L que es la capacidad nominal de los frascos del equipo.

$$44,701/2 = 22\,350.5 \text{ mg } O_2 / 0.5 \text{ L}$$

Esta operación nos da la cantidad de oxígeno realmente consumida en el sistema. Si se divide ésta por el peso equivalente del O₂ tenemos los equivalentes de oxígeno.

$$\left(\frac{22,350.5 \text{ mg } O_2}{8 \text{ eq}} \right) = 2\,793.81 \text{ eq } O_2$$

Esto es, 2 793 equivalentes de O₂ en 0.5 L con 5 g de muestra. Por el dato de estequiometria de la ecuación sabemos que se requiere esta misma cantidad de carbono y CO₂ para la reacción de la fórmula química de la respiración, por lo que tenemos 2 793 equivalentes de CO₂ en esta cantidad de muestra. Para obtener el peso de CO₂ generado se divide esta cantidad entre el peso equivalente del CO₂, por lo que obtenemos lo siguiente:

$$\left(\frac{2,793. \text{ eq } CO_2}{22 \text{ peso eq } CO_2} \right) = 127 \text{ mg } CO_2$$

Entonces tenemos 127 mg de CO₂ en 0.5 L con 5 g de muestra. Para expresarlo en porcentaje se tiene que uniformizar las cantidades. Esto se hace calculando cuanto CO₂ se puede producir si tuviéramos 100 g de muestra y transformando el dato en gramos.

$$(127. \text{mgCO}_2 \times 20) \times \left(\frac{1 \text{ g}}{1000 \text{ mg}}\right) = 2.53 \text{ gCO}_2 \text{ en } 100 \text{ gmuestra}$$

El dato nos indica que se produjeron 2.53 g de CO₂ por cada 100 g de muestra ó 2.53 % del carbono total presente al inicio del experimento. Para conocer la cantidad de carbono que se oxidó durante este proceso se realiza con el siguiente cálculo, utilizando el peso molecular del carbono y el bióxido de carbono.

$$0.127 \text{gCO}_2 \times \left(\frac{1 \text{ molCO}_2}{44 \text{ gCO}_2}\right) \times \left(\frac{1 \text{ molC}}{1 \text{ molCO}_2}\right) \times \left(\frac{12 \text{ gC}}{1 \text{ molC}}\right) = 0.0340 \text{ gdeC}$$

Por lo que podemos decir que la cantidad de C que se oxidó durante el proceso de respiración y se liberó en forma de CO₂ fue de 0.0340 g ó 34.0 mg de carbono El dato de carbono que tenemos se determinó por el método de combustión seca en 5 g de muestra de mantillo fue de 1.3 g de carbono (26%).

Tasa de respiración.

La tasa de respiración se calculó con la cantidad de CO₂ final producida en el tiempo total de incubación (10 días), esto es el carbono transformado en CO₂ y emitido en relación a la cantidad total presente en el mantillo y horizonte de fermentación. La tasa de respiración nos indica que porcentaje de carbono emitido en forma de CO₂ en un determinado tiempo.

En criterio de selección del tratamiento más adecuado para la medición de la respiración de muestras de mantillos y capas de fermentación se determinó en función de las condiciones de humedad y cantidad de muestra que se requerían para generar una mayor tasa de respiración y porcentaje de carbono emitido. Esta fue la recomendación incorporada en el presente protocolo.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Selección de muestra.

En la selección de la muestra, se encontró que la pérdida de presión de los frascos con 20 g de muestra de mantillo de *Quercus* spp y 60% de humedad llegó al límite de medición del equipo de -151 hPa en 48 horas cuando la temperatura de incubación era de 25°C. En el Cuadro 4 se presenta la pérdida de la presión de los mantillos y horizontes de fermentación. El mantillo de las muestras del bosque de *Pinus patula* (20 g y 60% de humedad) llegó al límite en 72 horas,

indicando que su oxidación era más lenta. La capa de fermentación Oe de *Pinus patula* sobrepasó el límite en 96 horas. La capa de fermentación Oa nunca llegó al límite de medición del equipo, en el tiempo de incubación alcanzó una pérdida de presión de -51 hPa lo cual se atribuye a que por ser la muestra con una mayor grado de descomposición al momento de iniciar el experimento, el consumo de oxígeno fue menor. La muestra de *Quercus* spp consumió el oxígeno dentro del frasco en un menor tiempo, lo que quiere decir, que existió una descomposición más rápida que las muestras de *Pinus patula*. La cantidad de CO₂ calculada en la muestra de *Quercus* spp fue mayor y con un porcentaje de carbono transformado en CO₂ mayor.

Cuadro 4. Pérdida media de presión de las diferentes muestras de mantillo y capas de fermentación.

Tiempo Horas	Quercus spp Oi		1985 Oi		1985 Oe		1985 Oa	
	Media	DE	Media	DE	Media	DE	Media	DE
0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0
24	-142	1.2	-87	22.1	-52	0.7	-11	1.5
48	-152	0.6	-142	21.7	-98	0.0	-23	2.1
72	-154	0.6	-157	1.5	-137	0.7	-35	1.5
96	-155	0.6	-157	1.0	-157	0.0	-43	1.5
120	-151	1.0	-154	1.5	-154	0.7	-47	1.5
144	-151	0.6	-154	1.0	-153	0.7	-51	2.5

En la Figura 4 se muestra la cantidad de CO₂, producida por las diferentes muestras. La muestra de *Quercus* spp presentó la mayor respiración en un tiempo más corto, por esta característica es ideal para hacer las pruebas de calibración.

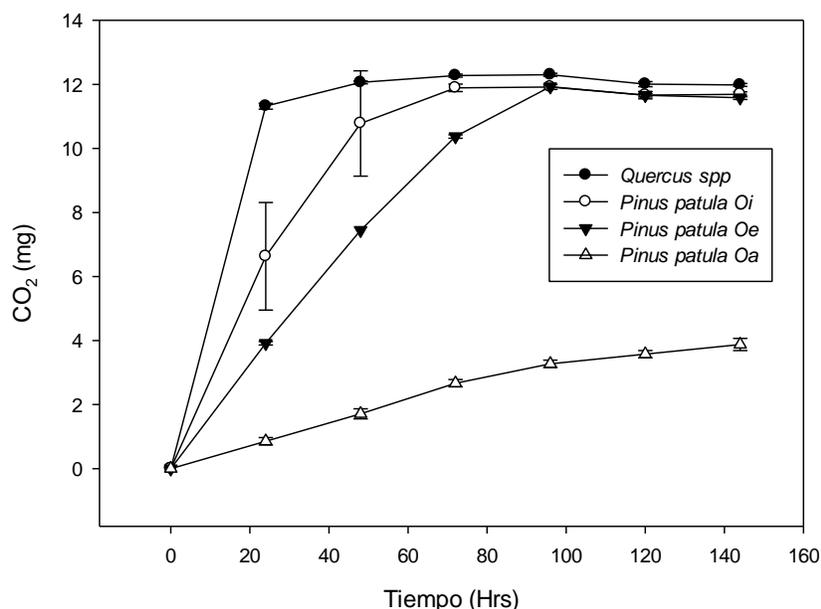


Figura 4. Cantidad de CO₂ calculada con el consumo de oxígeno de muestra de mantillos y capa de fermentación.

Como se indicó para medir la respiración en muestras de mantillo y capas de fermentación en tiempos mayores a 3 días, se necesitó hacer ventilaciones en los frascos, es decir, se debe de reabastecer al frasco de oxígeno para que el proceso de respiración continúe posterior a 72 horas. Este inconveniente se solucionó al ventilar con una bomba de aire aquellos frascos que llegaban al límite de presión de -150 hPa. En la Figura 5 están los datos de la pérdida de presión en un tiempo de 10 días. Cuando se hace la ventilación, el dato de la presión dentro del frasco nuevamente se registra como 0 hPa, después de cada ventilación y se sigue reportando cambios en su presión conforme transcurre el tiempo. Finalmente se obtiene la gráfica final de la pérdida de presión en el tiempo total haciendo una sumatoria. Por lo anterior, se concluyó que con muestras de mantillo de bosques es posible medir la respiración en un tiempo prolongado mayor a 72 horas realizando ventilaciones en los frascos para que exista un reabastecimiento del oxígeno y continúe la respiración.

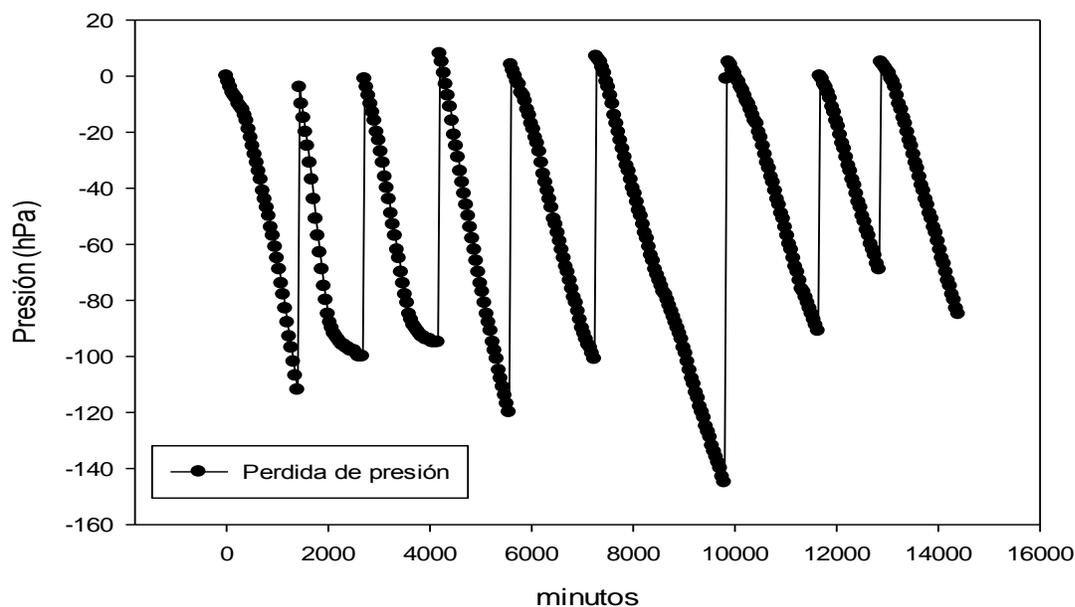


Figura 5. Medición de la pérdida de presión realizando ventilaciones periódicas para muestras de mantillo de *Quercus* spp.

La muestra de mantillo de *Quercus* spp al descomponerse consumió el oxígeno existente dentro de los frascos más rápidamente y por consiguiente requirió un mayor número de ventilaciones. Por esta razón se decidió realizar las pruebas experimentales con esta muestra, modificando la cantidad de muestra y el porcentaje de humedad. Debido a que esta muestra registró una mayor respiración se probó el equipo para conocer el máximo intervalo de medición con muestras de mantillo. No fue necesario realizar estas pruebas con muestras de capas de fermentación (Oa), ya que éstas nunca rebasaron el límite de medición del equipo.

Desarrollo experimental.

Se presentan los resultados de las pruebas experimentales con muestras de mantillo de *Quercus* spp para determinar las condiciones óptimas de medición y poder aplicarlas para medir la emisión de CO₂ de muestras de mantillo y capas de fermentación de distintos tipos de bosques que es la segunda fase en esta investigación.

Emisión de CO₂

En las Figuras 6 y 7 se presentan los resultados de la respiración de la muestra de *Quercus* spp con el tratamiento de 5 g y diferentes porcentajes de humedad (20, 40, 60 y 80 %). El porcentaje de humedad que registró una mayor respiración fue 60 % que alcanzó 22 274 mg CO₂ kg⁻¹ de muestra en el día 10 de la incubación y la menor respiración se encontró en 20 % con 2 616 mg CO₂ kg⁻¹ de muestra en el día 10. Así mismo, con la humedad de 40 % se presentó el error estándar más alto, como posible consecuencia de una mayor heterogeneidad que no fue observada ni controlada al inicio.

La respiración con los tratamientos de 10 g se presentan en las Figuras 6 y 7. La muestra con 60 % de humedad le correspondió la mayor emisión de CO₂ durante la incubación, con 23 555 mg CO₂ kg⁻¹ de muestra. Las humedades al 80 y 40 % tuvieron un comportamiento similar durante el proceso de incubación, en estos tratamientos se alcanzaron cantidades de 21 556 y 20 940 mg CO₂ kg⁻¹ de muestra para 40 y 80 % respectivamente. En contraste el tratamiento con menor humedad (20 %) la cantidad de fue de 10 034 mg CO₂ kg⁻¹ de muestra, el valor más bajo entre estos tratamientos.

La respiración en los tratamientos de 20 g de muestra de *Quercus* spp (Figuras 6 y 7), con 60 y 80 % de humedad tuvieron el mismo comportamiento y fueron estadísticamente iguales hasta el día 7, pero en el periodo posterior hasta el día 10 de la incubación comenzó una diferenciación. Finalmente fue la muestra correspondiente al tratamiento con 60 % de humedad la que presentó la mayor respiración (13 381 mg CO₂ kg⁻¹ de muestra) seguida del tratamiento de 80 % de humedad (12 228 mg CO₂ kg⁻¹ de muestra).

En las Figuras 6 y 7 se muestra la respiración del tratamiento de 40 g de muestra incubada con 20, 40, 60 y 80 % de humedad. El comportamiento de este tratamiento difirió de los otros tratamientos con menores tamaños de muestra (5, 10 y 20 g). Con 80 % de humedad alcanzó una mayor respiración 8 628 mg CO₂ kg⁻¹ de muestra en el día 10, los tratamientos con 40 y 60 % presentaron respiraciones finales ligeramente inferiores (7 739 y 7 133 mg CO₂ kg⁻¹ de muestra respectivamente). La menor emisión correspondió a la muestra con 20 % de humedad (5 123 mg CO₂ kg⁻¹).

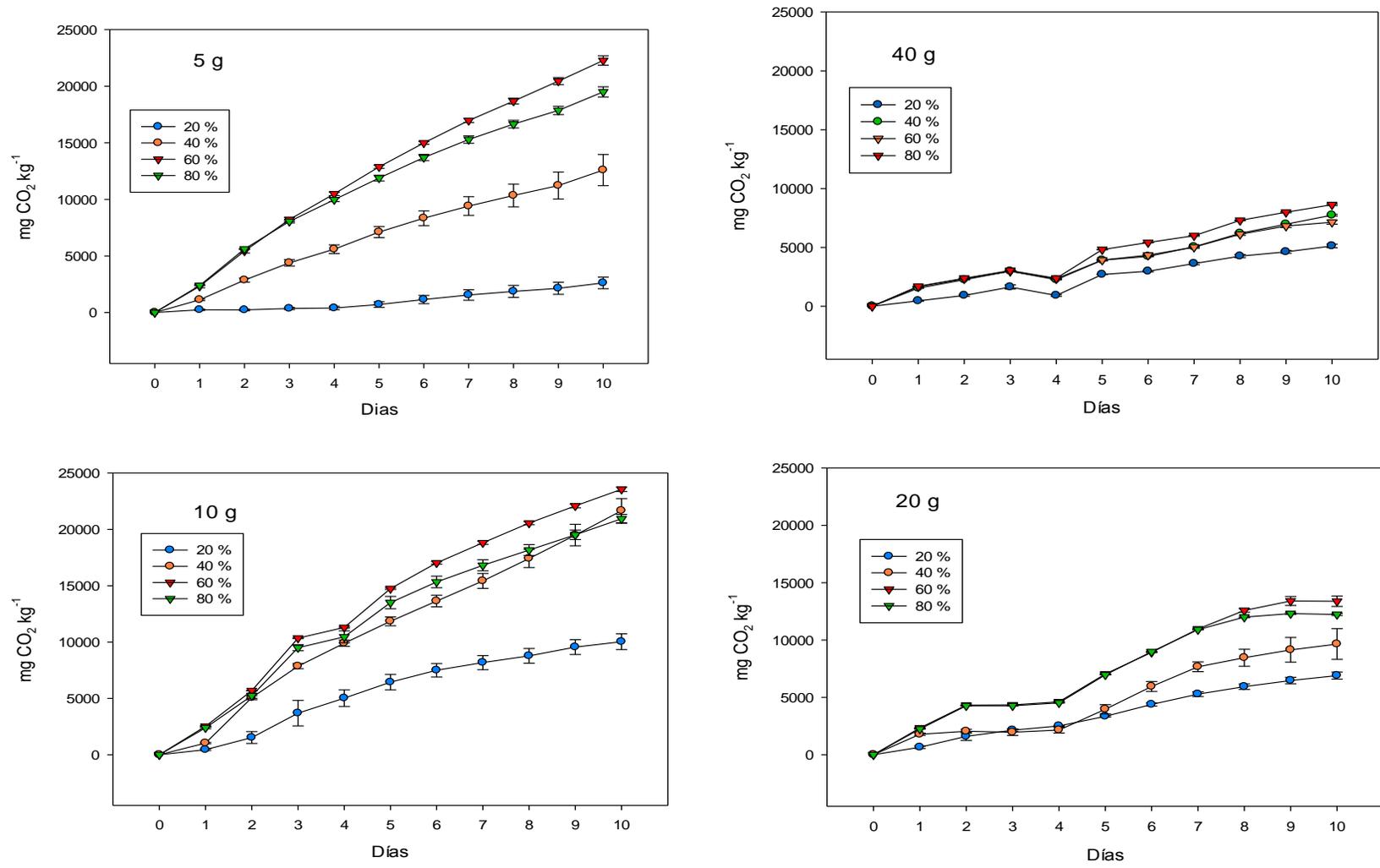


Figura 6. CO₂ emitido por los diferentes tratamientos con cantidad de muestra.

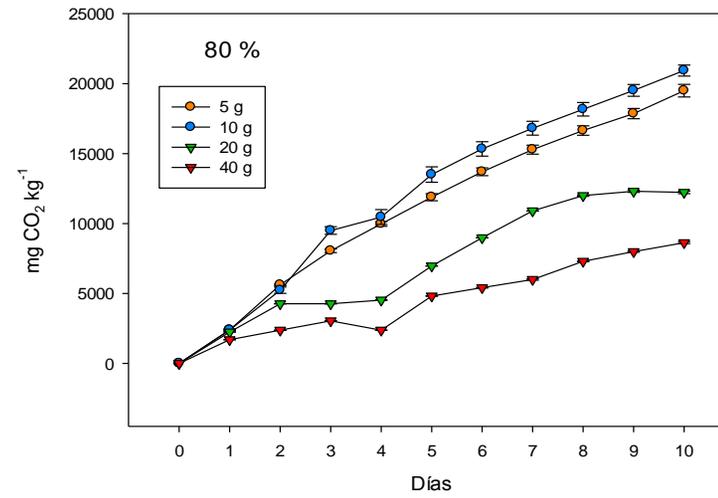
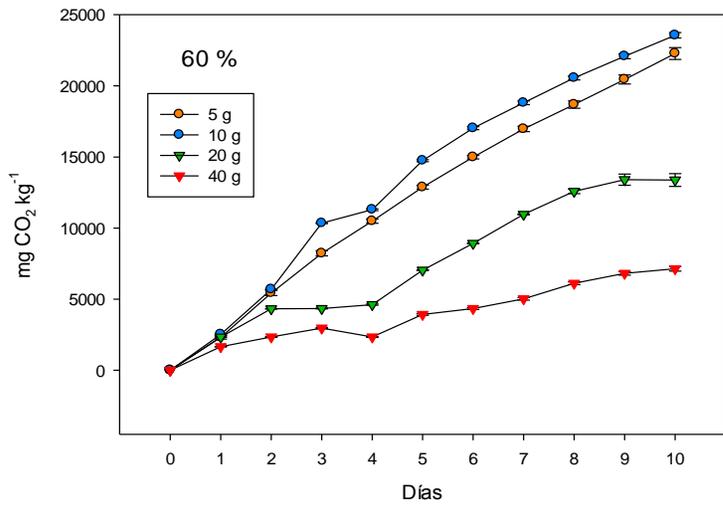
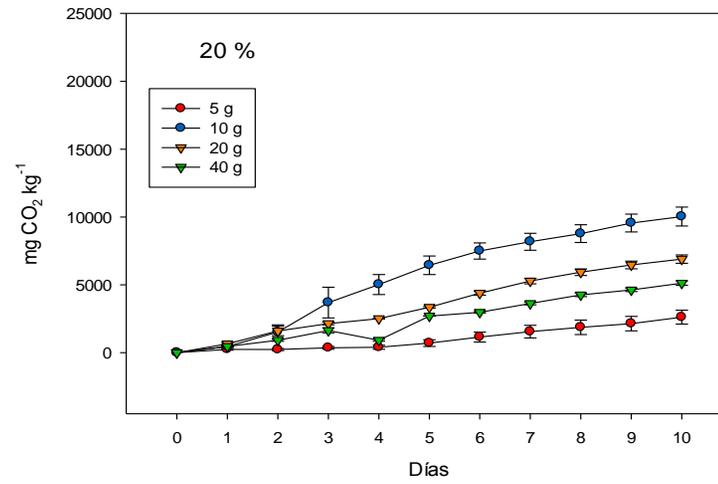
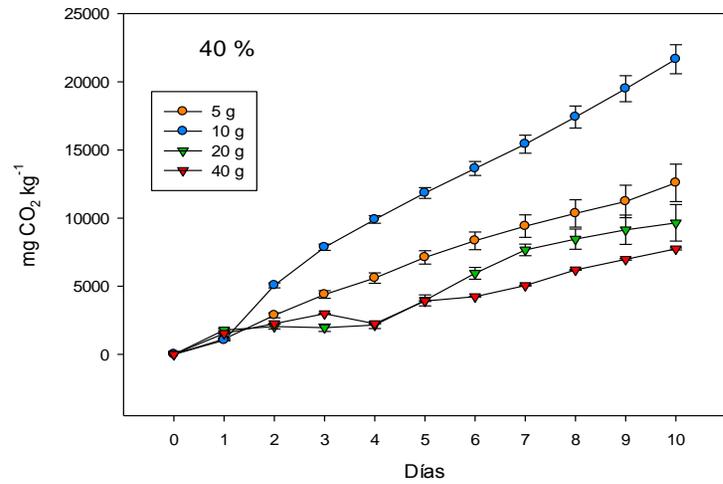


Figura 7. CO₂ emitido por los tratamientos con diferentes porcentajes de humedad

En la Figura 8 se presenta la comparación de las cantidades totales de CO₂ emitido al final de los 10 días de incubación por los diferentes tratamientos que combinaban cantidades de muestra y humedad ensayadas. La respiración del mantillo de *Quercus* spp fue altamente influenciada por la humedad y la cantidad de muestra en la medición. Ahn *et al.* (2008) encontraron que un exceso de humedad limitaba la actividad microbiana y la respiración de compuestos orgánicos, la tasa de consumo de oxígeno estaba en función de las condiciones de humedad y de las propiedades del residuo orgánico principalmente.

Es claro que la respiración fue mayor conforme se incrementaba la humedad; sin embargo, este comportamiento tuvo un límite. En general, el tratamiento con 80% de humedad la respiración fue menor que en el tratamiento con 60% de humedad, independientemente del tamaño de la muestra ensayada. Pero a menor cantidad de muestra se registró una mayor cantidad de CO₂ al concluir el proceso de incubación (10 días). Los tratamientos con 5 g y 10 g con humedad al 60 fueron los tratamientos con mayor cantidad de CO₂ al día 10. Mientras que las muestras de mayor tamaño 20 y 40 g presentaron las menores emisiones debido a la menor disponibilidad de O₂ existente dentro de los frascos.

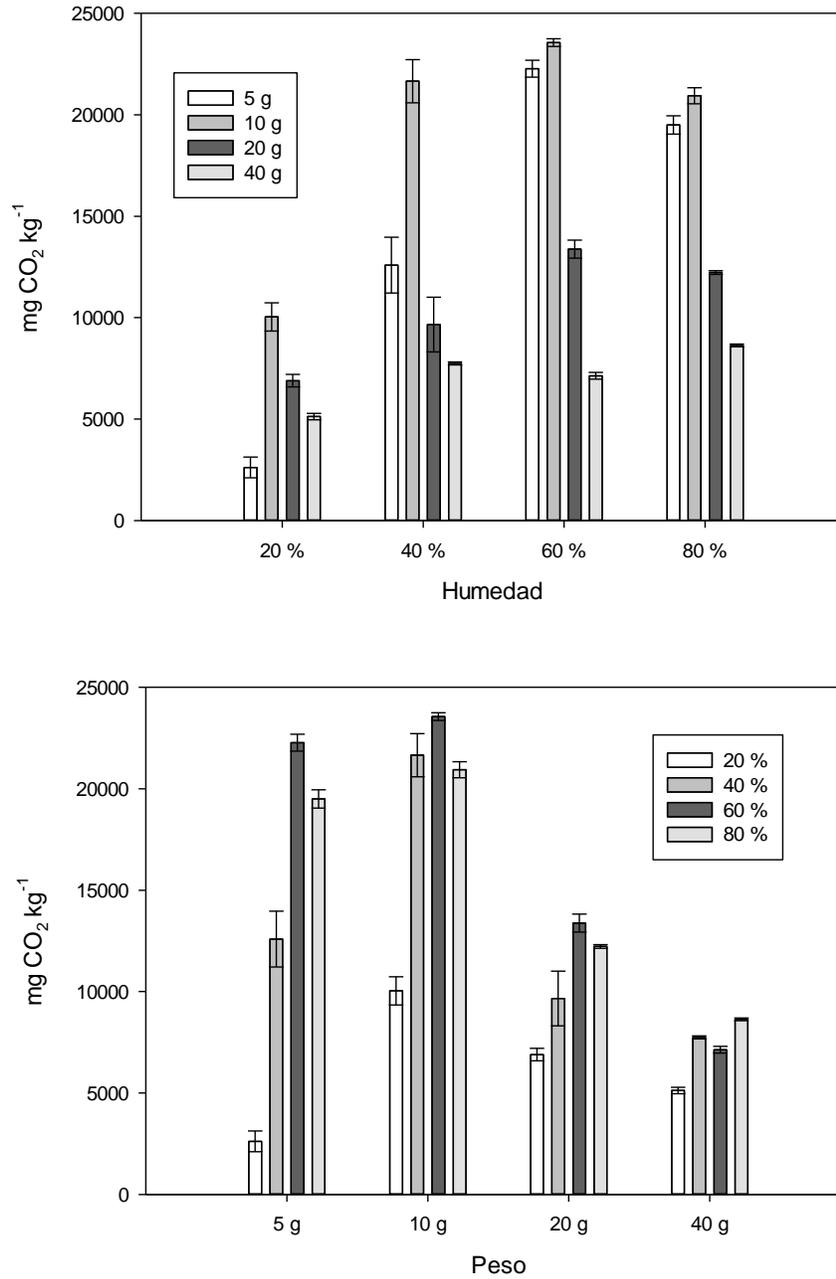


Figura 8. Emisión de CO₂ total registrada al final del proceso de incubación en muestras de mantillo de *Quercus* spp con porcentajes variables humedad y cantidad de muestra.

Porcentaje de carbono emitido en la incubación.

Se calculó el carbono emitido durante el proceso de incubación en los distintos tratamientos y saber el porcentaje de carbono transformado a CO_2 en los tratamientos con respecto al contenido total de carbono en la muestra de mantillo de *Quercus* spp. La cantidad de carbono que se emitió por el proceso de respiración se muestra en la Figura 9. Este dato se obtuvo de la relación que existe entre el CO_2 y el carbono que es de 3.67.

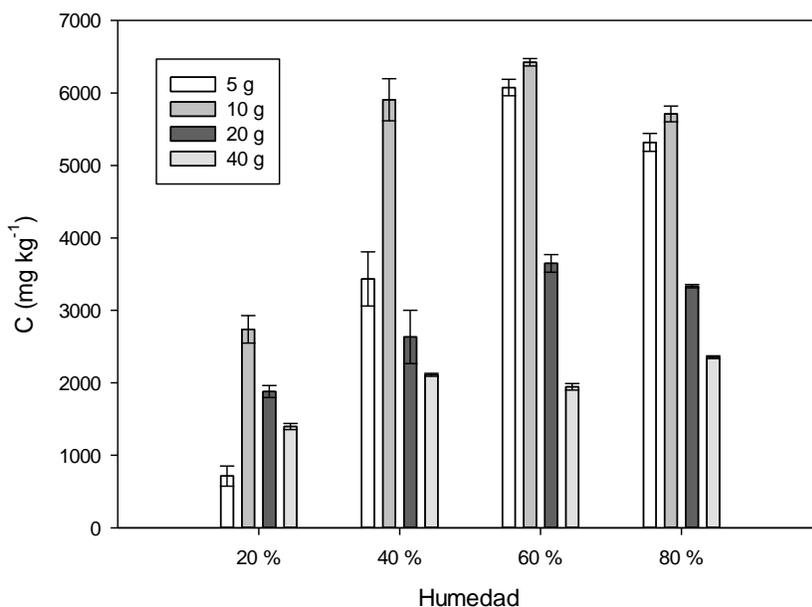


Figura 9. Cantidad de carbono que se emitió al final del proceso de incubación en los distintos tratamientos.

Se encontró que con la cantidad de 10 g de muestra de con 20, 40, 60 y 80 % de humedad el porcentajes de carbono emitido fue mayor, siendo máximo con 60 % (5.26 %). Todos los tratamientos con distinta humedad resultaron ser significativamente diferentes. El tratamiento con 5 g y 60 % de humedad presentó un porcentaje de carbono emitido ligeramente menor al tratamiento de 10 g y 60 % de humedad (5.26 %). Los tratamientos con 20 % de humedad con distintas cantidades de muestra (5, 10, 20 y 40 g) presentaron los porcentajes de carbono emitido más bajos 0.58, 2.24, 1.54, 1.14 % respectivamente.

El máximo porcentaje del carbono emitido (5.26 %) se alcanzó con el tratamiento de 10 g y 60 % de humedad. Los porcentajes de carbono emitido en el día 10, fueron bajos debido a que el tiempo de incubación no fue suficiente, pero fue bastante para establecer diferencias (Cuadro 5).

Cuadro 5. Porcentaje de C transformado a CO₂ durante el proceso de incubación en los distintos tratamientos.

cantidad (g)	Humedad (%)	Media	EE*	Tukey agrupamiento
5	20	0.58	0.11	G
	40	2.81	0.31	CD
	60	4.97	0.09	AB
	80	4.35	0.10	B
10	20	2.24	0.16	DCE
	40	4.83	0.24	AB
	60	5.26	0.04	A
	80	4.67	0.09	AB
20	20	1.54	0.07	EF
	40	2.15	0.30	ED
	60	2.99	0.10	C
	80	2.73	0.02	CD
40	20	1.14	0.03	FG
	40	1.73	0.02	EF
	60	1.59	0.04	EF
	80	1.93	0.02	E

*EE=Error estándar

Tasas de descomposición

Las tasas de descomposición (Cuadro 6) se calcularon con las líneas de tendencias de los datos de la respiración a lo largo de los 10 días de la incubación. Los valores de la R² son muy cercanos a 1 lo que indica una buena correlación entre la emisión de CO₂ y el tiempo en días (variable X).

Los valores de CO₂ (mg CO₂ kg⁻¹ día⁻¹), indican que el tratamiento 10g y 60% de humedad tiene las mayores tasas de descomposición entre los tratamientos (2 355 mg CO₂ kg⁻¹ día⁻¹). En todos los tratamientos se observó que a mayor porcentaje de humedad, la tasa de emisión de CO₂ se incrementó hasta alcanzar 60% y posteriormente disminuyó con el tratamiento con 80% humedad (Cuadro 7).

Cuadro 6. Modelos generados por las líneas de tendencias y valor de la R² de cada uno, de la emisión de CO₂ en los distintos tratamientos en 10 de días de incubación.

Cantidad (g)	Humedad (%)	Modelo	R ²
5	80	y = 1395.9x + 560.55	0.9912
	60	y = 1197.2x + 883.51	0.9805
	40	y = 787.51x + 209.74	0.9928
	20	y = 163.14x - 175.55	0.9361
10	80	y = 2104.7x + 1464.4	0.9710
	60	y = 2393.4x + 1363.2	0.9769
	40	y = 2164.4x + 390.13	0.9902
	20	y = 1089x + 114.03	0.9681
20	80	y = 1294.1x + 682.05	0.9586
	60	y = 1395.8x + 468.29	0.9703
	40	y = 1019.7x - 303.2	0.9462
	20	y = 716.72x - 21.276	0.9930
40	80	y = 836.62x + 326.71	0.9687
	60	y = 670.41x + 524.81	0.9639
	40	y = 712.66x + 354.08	0.9639
	20	y = 530.05x - 175.53	0.9614

Cuadro 7. Tasas de mineralización de los distintos tratamientos CO₂ (mgkg⁻¹ dia⁻¹).

cantidad (g)	Humedad (%)	Media	EE*	Tukey agrupamiento
5	20	261.55	±51.15	G
	40	1259.24	±137.31	CD
	60	2227.49	±41.75	AB
	80	1950.02	±45.24	B
10	20	1003.50	±69.50	ED
	40	2165.62	±106.38	AB
	60	2355.50	±19.10	A
	80	2094.00	±39.53	AB
20	20	689.27	±30.67	EF
	40	965.40	±134.82	ED
	60	1338.15	±44.67	C
	80	1222.84	±8.51	CD
40	20	512.36	±15.61	FG
	40	773.93	±7.49	EF
	60	713.36	±16.67	EF
	80	862.88	±6.85	E

*EE= Error estándar

Análisis estadístico.

Estadísticamente las cantidades 5 y 10 g con los tratamientos 60 y 80 % emitieron mayor CO₂ al final del proceso de incubación, existiendo una correlación entre el porcentaje de humedad y la cantidad de muestra con la cantidad de CO₂ emitida por el mantillo y capas de fermentación.

Cuadro 8. Análisis de varianza

Fuente	DF	Σ de cuadrados	Cuadrado de la media	F valor	Pr>F
Modelo	15	2,057,692,607	137,179,507	112.31	<0.0001
Error	32	39,085,625	1,221,426		
Total correcto	47	2,096,778,232			
	R²	Coefficiente de variación	Raíz SME	Y media	
	0.981359	8.670173	1105.181	12,746.93	
Fuente	DF	Anovas	Cuadrado medio	F valor	Pr>F
Cantidad	3	936,727,174	3,122,423,392	255.64	<0.0001
Humedad	3	776,515,741	258,838,580	211.92	<0.0001
Cantidad* humedad	9	344,449,693	38,272,188.1	31.33	<0.0001

El mejor tratamiento para medir la respiración en este tipo de muestras fue 10g con 60% humedad, dado que presentó la mayor cantidad de CO₂ emitida al final de la incubación, un mayor porcentaje del carbono total inicial presente en la muestra emitida y un bajo valor en el error estándar en comparación con otros tratamientos. Los tratamientos con 40g y distintos contenidos de humedad (20, 40, 60, y 80 %) presentaron los menores errores estándar al final del proceso (Cuadro 9). Sin embargo, con cantidades mayores de muestra la cantidad de CO₂ fue menor y los porcentajes de eficiencia fueron los más bajos (Figura 10).

Cuadro 9. Valores estadísticos de la respiración ($\text{mg CO}_2 \text{ kg}^{-1}$) para los distintos tratamientos evaluados para la respiración de muestras de mantillo.

Tratamiento	Media	s^2	Error Estándar
10g H60	23554.96	330.76	± 190.97
5g H60	22274.87	723.13	± 417.50
10g H40	21656.21	1842.58	± 1063.81
10g H80	20940.02	684.64	± 395.28
5g H80	19500.16	783.50	± 452.35
20g H60	13381.50	773.77	± 446.74
5g H40	12592.35	2378.22	± 1373.06
20g H80	12228.40	147.47	± 85.14
10g H20	10034.98	1203.72	± 694.97
20g H40	9654.00	2335.11	± 1348.18
40g H80	8628.84	118.71	± 68.53
40g H40	7739.29	129.80	± 74.94
40g H60	7133.59	288.81	± 166.74
20g H20	6892.67	531.29	± 306.74
40g H20	5123.61	270.33	± 156.08
5g H20	2615.50	886.00	± 511.53

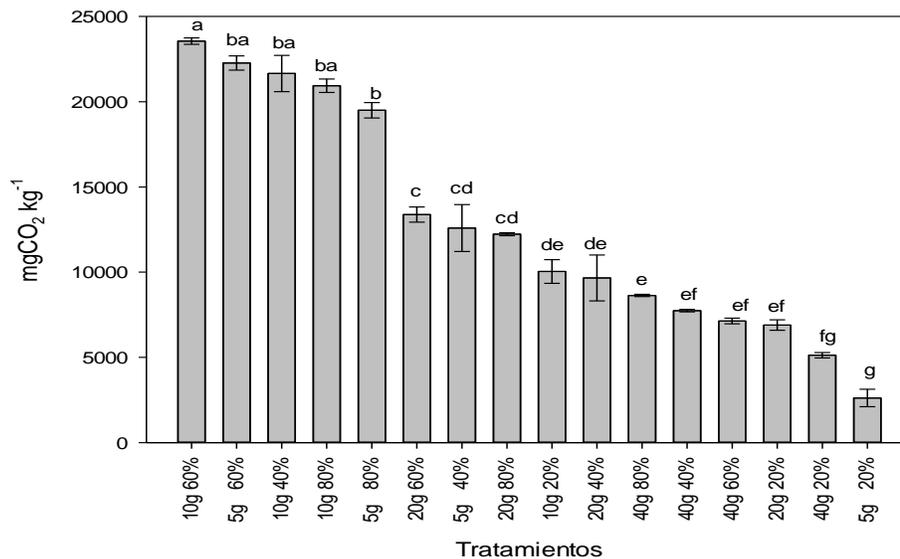


Figura 10. CO₂ emitido por los tratamientos. Las líneas verticales en la parte superior de las barras representan el valor del error estándar.

Para determinar cuál de las variables evaluadas fueron significativas para la medición de la respiración, se hizo un análisis de varianza para conocer el efecto de las variables medidas en las pruebas experimentales. En el Cuadro 10 los valores de F calculadas indican que las variables de humedad y cantidad de muestra en la incubación son altamente significativas en los 10 días de la incubación, así como su interacción en la medición de la respiración de muestras de mantillo con el OxiTop®.

En el Cuadro 11 se presenta la agrupación de medias a través de las diferencias mínimas significativas (DMS) para los distintos tratamientos. La cantidad de 10g tiene los valores más altos de la respiración en todo el tiempo de la incubación. Las cantidades de 20 y 40 g fueron estadísticamente iguales hasta el día 5 de la incubación, presentando diferencias a partir del día 6 y hasta el final del proceso. El factor de humedad se observó que los porcentajes de 60 y 80% presentaron los valores más altos en la respiración siendo estadísticamente iguales hasta el día 7 de la incubación, posterior a este tiempo comenzaron a ser estadísticamente diferentes hasta el final del proceso.

Cuadro 10. Valores de F<Pr para las variables evaluadas y la interacción entre estas, para los distintos días de incubación.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Peso	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Humedad	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
cantidad	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
*humedad										
CV	6.9	10.3	11.8	8.5	7.3	6.7	6.8	7.4	8.0	8.7

Cuadro 11 Valores de la media y diferencia mínima significativa (DMS) para cada factor con sus diferentes niveles.

	Día	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Peso (g)	5	1517 B*	3535 B	5253 B	6616 B	8144 B	9543 B	10805 B	11887 B	12919 B	14246 B
	10	1599 B	4374 A	7850 A	9171 A	11633 A	13374 A	14806 A	16229 A	17663 A	19046 A
	20	1752 A	3057 C	3176 C	3448 C	5328 C	7057 C	8702 C	9741 C	10330 C	10539 C
	40	1333 C	1970 D	2655 C	3032 C	3837 D	4238 D	4919 D	5965 D	6597 D	7156 D
	DMS**	119	370	618	524	583	637	739	893	1063	1222
Humedad (%)	20	450 C	1068 C	1957 C	2488 C	3297 C	3999 C	4655 C	5207 D	5695 D	6167 D
	40	1368 B	3053 B	4295 B	5237 B	6707 B	8036 B	9386 B	10603 C	11709 C	12910 C
	60	2206 A	4446 A	6469 A	7435 A	9646 A	11321 A	12942 A	14484 A	15688 A	16586 A
	80	2178 A	4369 A	6214 A	7107 A	9293 A	10857 A	12248 A	13528 B	14419 B	15324 B
	DMS	119	370	618	524	583	636	739	893	1063	1222

** DMS=Diferencia mínima significativa. *= Medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (p≤0.05 prueba de Tukey)

CONCLUSIONES

La humedad de las muestras de mantillo y capas de fermentación de un bosque de *Quercus* spp alteró la cantidad de carbono inicialmente presente que fue transformado a CO₂ y liberado. Esta variable mostró que si las condiciones de disponibilidad de agua son limitantes para el funcionamiento de los microorganismos y la oxidación del carbono es afectada. En los tratamientos con menores porcentajes de humedad (20 y 40 %) la oxidación fue menor, independientemente del tamaño de la muestra experimental; el porcentaje de oxidación se incrementó cuando la disponibilidad de agua aumentó hasta el 60 %. Se esperaba que el tratamiento con mayor porcentaje de humedad (80 %) tuviera una mayor respiración.

La presencia de oxígeno dentro del frasco del respirómetro manométrico OxiTop® es clave para el proceso de oxidación de los residuos orgánicos vegetales. Si el oxígeno se consume durante el proceso, los resultados obtenidos son muy poco confiables. La disponibilidad de oxígeno estuvo determinada por la cantidad muestra. En los tratamientos con muestras de mayor tamaño (20 y 40 g) el oxígeno disponible fue menor y la oxidación se vio más afectada que en los tratamientos con menos cantidad de muestra.

Se concluye que es factible utilizar el equipo OxiTop OC® como un indicador de la oxidación *in vitro* de muestras de mantillo y capas de fermentación si se controlan las condiciones de humedad y el tamaño de muestra. Es necesario, sin embargo, calibrar los resultados de laboratorio con la oxidación o la emisión de CO₂ en condiciones de campo, para poder traducir este indicador en datos reales que permitan calcular las pérdidas reales de carbono en diferentes condiciones de humedad y temperatura, así como con materiales orgánicos de diferente origen.

CAPITULO III. RESERVORIOS DE CARBONO Y EMISIONES DE CO₂ EN MUESTRAS DE MANTILLO Y CAPAS DE FERMENTACIÓN DE DIFERENTES TIPOS DE BOSQUE.

RESUMEN

Los bosques son parte esencial del ciclo global del carbono, son reservorios de carbono en la parte vegetal viva y en el suelo, siendo este último uno de los almacenes más grandes en cuanto a los ecosistemas terrestres. Los suelos forestales, se caracterizan por altos contenidos de materia orgánica, por la adición y descomposición de restos de la vegetación (hojarasca, ramas, raíces, frutos y semillas) y de la fauna que llegan al suelo, formando una capa orgánica a la que se le denomina mantillo. La respiración del suelo representa un flujo de carbono (CO₂) de los ecosistemas a la atmósfera, por la descomposición de la materia orgánica presente en el suelo y la respiración de las raíces. La información correspondiente a la emisión por descomposición del mantillo y capas de fermentación es escasa y es necesario generar datos sobre éste tema para conocer la magnitud del aporte de CO₂ a la atmósfera en diferentes condiciones ambientales y naturaleza de los residuos vegetales. El objetivo en este capítulo fue medir un índice del reservorio de carbono en el mantillo y capas de fermentación (CF) de bosques con diferente composición botánica arbórea y de un bosque sometido a manejo forestal, estimar la tasa de descomposición de las mismas para cuantificar la emisión de CO₂, utilizando los parámetros de medición propuestos en el capítulo anterior. Se muestrearon mantillos y capas de fermentación de bosques mixto de *Pinus patula* y *Quercus laurina* sometido a manejo forestal en el ejido de Atopixco, con diferentes años transcurridos desde su aprovechamiento (1986, 1987, 1988, 1993 y 1995), esto es aproximadamente 25, 24, 23, 18 y 16 años de antigüedad del mantillo. Se colectaron muestras de mantillo en un bosque de *Fagus grandifolia* del ejido de la mojonera, Zacualtipán; en uno de *Pinus montezumae* de Nanacamilpa, Tlaxcala; y en un tercero de *Quercus* spp en Tequexquinahuac, Texcoco, México. En general, se concluyó que el mantillo emitió mayores cantidades de CO₂ que las capas de fermentación (CF). Las emisiones en el mantillo fueron mayores en el lote de 1988 con 3167 mg de CO₂ kg⁻¹ de mantillo por día⁻¹ y menores en el lote de 1986 con 2115 mg de CO₂ kg⁻¹ de mantillo por día⁻¹. En las CF, el lote de 1986 emitió 684 y 317 mg de CO₂ kg⁻¹ de CF por día⁻¹ para Oe y Oa respectivamente, mientras que en el lote de 1995 registró 1600 y 1107 mg de CO₂ kg⁻¹ de CF por día⁻¹ para Oe y Oa, respectivamente. El mantillo de *Quercus* spp, *Pinus montezumae* y *Fagus grandifolia* emitieron 19,034, 17033 y 15354 mg CO₂ kg⁻¹ respectivamente. El grado de descomposición y el tiempo de aprovechamiento influyeron fuertemente en las emisiones de las capas de fermentación.

Palabras clave: Ciclo de carbono, biogeoquímica,

INTRODUCCIÓN

Los suelos forestales influyen en el ciclo global del carbono, por ser reservorios de este elemento y contribuir a la emisión de CO₂ (flujos). Ésta es aportada por la descomposición de la parte orgánica (mantillo y capas de fermentación) del suelo forestal (Fisher and Binkley 2000). Se estima que los suelos emiten 76.5 Pg C año⁻¹ (Raich *et al.* 1995). En México, según la quinta comunicación nacional ante la convención marco de las naciones unidas sobre el cambio climático, las emisiones de CO₂ por cambio de uso del suelo son de 6.3% del total (INE-SEMARNAT 2012), sin embargo, existe gran incertidumbre en las estimaciones correspondientes a la contribución que realiza la descomposición del mantillo a este proceso.

La superficie boscosa de México es de 140 millones de hectáreas (CONAFOR 2012) y la contribución que realiza el componente mantillo y capas de fermentación a emisión total del ecosistema boscoso debe ser evaluado para acercarse a las demandas *tier 3* del Intergovernmental Panel for Climate Change (PEC 2009). Los suelos forestales contienen altas cantidades de carbono por los restos de hojarasca, ramas y raíces de la vegetación que se deposita en la superficie del suelo. A esta capa generalmente se le denomina en términos generales como mantillo (Fisher and Binkley 2000). Sin embargo, los residuos orgánicos (mantillo) comienzan un proceso de descomposición y conforman una capa de fermentación, donde las condiciones de humedad y temperaturas son más apropiadas para la actividad microbiana. La descomposición consume oxígeno, carbono, nitrógeno y otros elementos, produciendo agua y CO₂, y en condiciones aerobias este último se emite hacia la atmósfera (Frey *et al.* 2006).

El ciclo global del carbono está compuesto por reservorios y flujos. En México existe información acerca del contenido de este elemento en varios reservorios (Cruz-Flores 2011, Etchevers 2006), pero los datos de la dinámica del C entre los reservorios son escasos (Ono *et al.* 2009, Báez *et al.* 2009, Gower 2003, Barrera *et al.* 2004), ello se debe a que la medición en campo y en laboratorio no es fácil y resulta onerosa, por los muchos factores involucrados que determinan las tasas de descomposición. Entre los factores más importantes están las condiciones ambientales (temperatura y precipitación), la

composición vegetal del bosque, y las características químicas, físicas y biológicas del suelo (Krivtsov *et al.* 2007). El manejo del bosque también es un factor que interviene en las emisiones de CO₂ por los procesos de descomposición, ya que se altera la dinámica del bosque acelerando ó disminuyendo los procesos de descomposición (Welke and Hope 2005, Spielvogel *et al.* 2006, Dai *et al.* 2001).

Los objetivos en este capítulo fueron: (a) medir los reservorio de carbono en el mantillo y capas de fermentación (CF) de bosques con diferente composición botánica arbórea, (b) medir los reservorios de carbono en el mantillo y capas de fermentación (CF) de un bosque sometido a manejo forestal, (c) caracterizar las propiedades químicas de los mantillos y capas de fermentación de estos mismo, y (d) cuantificar la emisión de CO₂, por parte de estas muestras y estimar las tasas de descomposición de las mismas utilizando el equipo OxiTop ® con los parámetros de medición propuestos en el Capítulo I.

REVISIÓN DE LITERATURA

Ciclo Global del carbono

El bióxido de carbono (CO₂), es uno de los gases de efecto invernadero que repercuten en el cambio climático. La concentración de este gas fue de 379 ppm, en 2005, excediendo el intervalo natural de los últimos 650,000 años (IPCC 2007). En este 2013, está alcanzó las 400 ppm en el ártico (NASA 2013). El Panel Intergubernamental de Cambio Climático (IPCC) indica que el incremento se debe en primer término a las actividades antrópicas en el uso de combustibles fósiles y el segundo factor importante es el cambio de uso del suelo y silvicultura (LULUCF, por sus siglas en ingles).

El carbono es uno de los principales elementos que conforman dos de los principales gases de efecto invernadero (GEI) que afectan al cambio climático (CO₂ y CH₄), por esta razón, el entender el ciclo global de este elemento en los ecosistemas y como las actividades del hombre pueden alterar este balance y repercutir en las concentraciones de la atmósfera, es de interés en las investigaciones. Los principales reservorios de carbono en el ciclo son: el suelo, la vegetación, el océano, y la atmósfera (Ordoñez 2001).

Los procesos del ciclo global de carbono en donde existe intercambio de este elemento entre la atmósfera y los ecosistemas terrestres son la fotosíntesis y la respiración (Schlesinger 1997). La fotosíntesis, es el proceso mediante el cual las plantas toman la energía solar como fuente de energía y el bióxido de carbono (CO_2) para la formación de tejidos vegetales. Los bosques son grandes sumideros de carbono, se estima que la cobertura forestal alcanza un 65% del total de la superficie terrestre, y retienen cerca del 90% del total de carbono retenido en la vegetación en los ecosistemas terrestres (Gower 2003). Otro dato importante es que los suelos forestales retienen el 80% del total carbono del suelo presente en los ecosistemas terrestres.

El carbono es transformado, asimilado o retenido en diferentes reservorios. En el ciclo biológico del carbono presente en los ecosistemas forestales, están involucrados los términos de productividad primaria neta (PPN), la productividad primaria bruta (PPB) y la respiración (R). La PPB se define como la cantidad total de CO_2 asimilado por la vegetación, aproximadamente el 50% de CO_2 consumido por la vegetación es utilizado en la formación de nuevos tejidos para el crecimiento vegetativo (Gower 2003).

Como la Fotosíntesis es el proceso mediante el cual los ecosistemas terrestres forestales consumen el CO_2 existente en la atmósfera, la R es el proceso contrario. En este proceso existe una oxidación de los carbohidratos transformados durante el proceso de fotosíntesis haciendo un flujo de CO_2 de los ecosistemas terrestres hacia la atmósfera. La productividad primaria neta (PPN) es el balance entre el carbono presente en la vegetación en la PPB y la respiración autotrófica (RA) de la vegetación.

El intercambio neto anual (NEE) de carbono en forma de CO_2 entre la atmósfera y los ecosistemas terrestres, incluyendo el suelo y la vegetación, es la diferencia entre la PPN y la respiración heterotrófica (RH). Gower (2003) menciona que si el valor de NEP es mayor que 0 implica una transferencia neta de carbono de la atmósfera a los ecosistemas forestales y por lo tanto los ecosistemas se convierten en reservorios de este elemento, por el contrario si el valor de la NEP es menor que 0 implica una transferencia neta de los ecosistemas forestales hacia a la atmósfera y los ecosistemas tienden a ser una fuente de este elemento.

En la Figura 11 se muestra esquematizado el ciclo global del carbono. Los ecosistemas terrestres contienen aproximadamente 650 Pg de C, mientras que los suelos contienen 1500 Pg de carbono y son grandes reservorios de carbono. El flujo de carbono que existe entre la parte vegetativa y el suelo es de cerca de 60 Pg de carbono, mediante la adición de materia orgánica principalmente. Sin embargo, esta materia orgánica, sufre un proceso de oxidación por la acción de los microorganismos y esto hace que ocurra un flujo de carbono hacia la atmósfera, se estima que es de 55 Pg de C (Chapin *et al.* 2002).

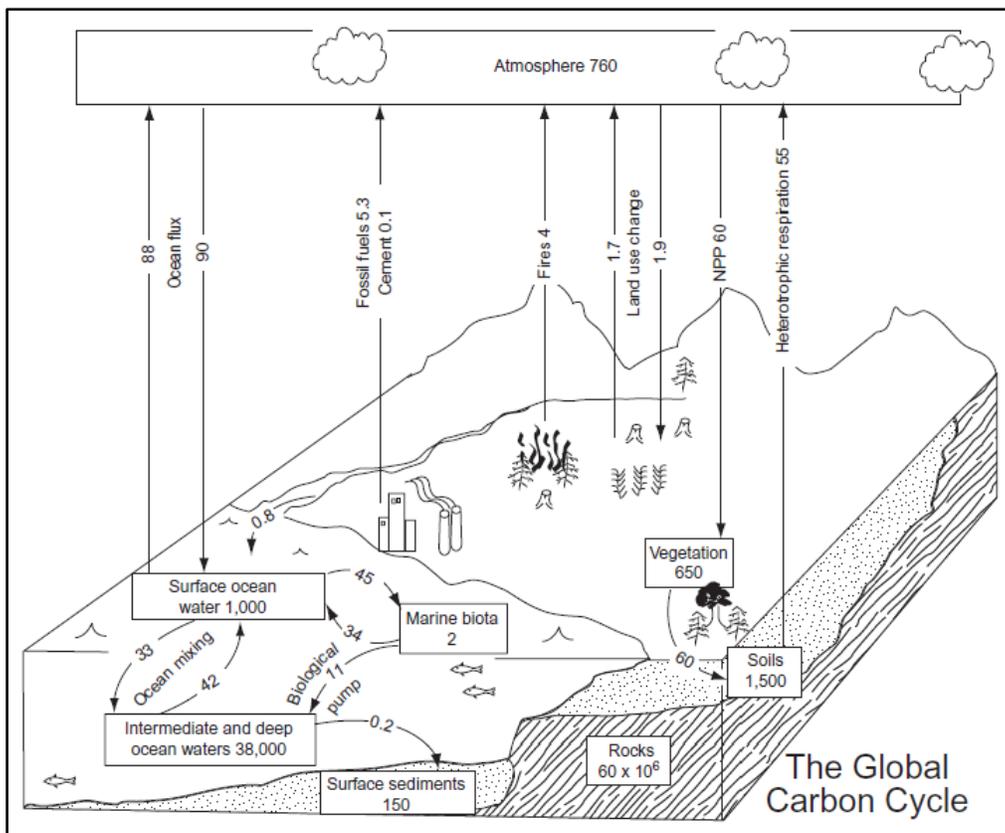


Figura 11. Ciclo global del carbono (Chapin *et al.* 2002).

Los bosques son uno de los principales reservorios de carbono. Sánchez *et al.* (2008), indican que la vegetación es la encargada de incorporar el carbono atmosférico al ciclo biológico por medio de la fotosíntesis. Los bosques templados y tropicales tienen la capacidad de capturar y conservar más carbono que cualquier otro ecosistema terrestre ya que participan con el 90% del flujo anual de carbono entre la atmósfera y el suelo.

Una situación que se tiene en el presente a nivel global y que es otro de los factores claves para determinar los flujos netos de carbono a la atmósfera, son los cambios de uso del suelo que modifican drásticamente los almacenes de este elemento. Ordoñez (2001) indicó que la tasa de deforestación en México se ubicaban entre las 370 a 670 mil ha por año, sin embargo, el cálculo de esa superficie no es exacta. Masera *et al.* (1997) menciona que la tasa sería más próxima a las 670 mil ha por año. Este último autor además aporta datos de acerca de la deforestación de bosques templados y tropicales la que alcanzaría a 1 y 2 % por año, respectivamente. A nivel global la deforestación para transformar tierras forestales a potreros y áreas para la producción agrícola es el principal cambio de uso del suelo en zonas templadas y tropicales.

Los bosques son la segunda fuente de emisión de CO₂, globalmente contribuyen con aproximadamente 30 % del total de este gas en la atmósfera (Ordoñez 2001). La deforestación es responsable de una emisión de 30 Mt de C por año, otro dato importante es que los bosques almacenan alrededor de 8 Gt de carbono (Etchevers *et al.* 2006, Masera *et al.* 1997).

Situación de los ecosistemas forestales en México.

Los suelos en la República Mexicana son muy pobres en materia orgánica, lo que repercute en una alta degradación y finalmente en su calidad. García *et al.* (2006), estimaron que las malas prácticas de manejo en la producción es responsable de las pérdidas entre el 30 y 50 % del carbono orgánico edáfico. Etchevers *et al.* (2006) señalan que las prácticas agrícolas modernas han incrementado los problemas de degradación de los suelos de México y América Central. En la década de los años 80, la cantidad de tierras con una degradación severa en México se calculaba en 1.6 Mha y 2.5 Mha se consideraban con alta erosión. Desafortunadamente la investigación sobre retención o secuestro de carbono en los suelos del país es muy escasa, lo que influye en las estimaciones del secuestro de este elemento en los diferentes tipos de suelo, ya que el manejo y sus condiciones en las que se encuentran están relacionadas con su potencial de captura.

Los recursos naturales de México son muy susceptibles a la degradación por el aprovechamiento, por el incremento de la población que demanda una mayor superficie y

recursos para su sostenimiento, todo lo cual repercutiendo en un alto deterioro del suelo, el agua y los bosques (Etchevers *et al.* 2006).

México es uno de los países con mayores tasas de deforestación de la región. Desde 1960 se ha visto 30 % de reducción de la superficie forestal en México en la zona templada y 75 % en las regiones tropicales. Tales tasas se explica por un aumento de las áreas de pastoreo y de cultivo que crecen 4.07 % por año. En la Sierra Madre Occidental los bosques templados se han reducido un 0.79 % pero los bosques tropicales se han reducido con una tasa de 1.58 % por año. Las deforestaciones afectan el proceso de adición y descomposición de la materia orgánica de los suelos (Etchevers *et al.* 2006). Lusk *et al.* (2001), estudiaron el efecto que tiene el cambio de uso del suelo de forestal a pastizales o parcelas agrícolas sobre la capacidad de retención de humedad y la descomposición de la hojarasca. Los cambios de uso del suelo de cultivos agrícolas a plantaciones forestales significan, según Mejía *et al.* (2007), un incremento de hasta 40% en los contenidos de carbono en los suelos, además de una mejoría de las propiedades del suelo como son su capacidad de retención de humedad, estructura y fertilidad como consecuencia de la adición de materia orgánica.

Como los principales almacenes de carbono en los ecosistemas forestales son el suelo, la vegetación y el mantillo, para el estudio de la cantidad de carbono que puede ser capturado por los ecosistemas forestales, es necesario tener en consideración a esos componentes. El mantillo que es conformado por todos los residuos vegetales de los bosques, así que su descomposición es importante en el reciclaje de los nutrientes sobre todo del contenido de carbono en los suelos (Caldato *et al.* 2010).

La tasa de descomposición del mantillo se puede determinar mediante la relación de la cantidad de residuos vegetales que cae anualmente y la cantidad acumulada en el suelo (Caldato *et al.* 2010). La velocidad de descomposición está directamente afectada por las condiciones climáticas del lugar, por la relación C/N y los microorganismos que están involucrados en este proceso. Porta (2003) menciona que la relación C/N, la relación entre ácidos húmicos y fúlvicos, y lignina/N son utilizados como indicadores de la humificación y de la calidad de los suelos.

Mantillo.

El mantillo es el término que se designa a la parte orgánica de los suelos forestales, está conformada por los residuos vegetales y animales (hojas, ramas, raíces, excretas de animales y biomasa microbiana) (Armson 1979, Bockheim 1990, Fisher and Binkley 2000). El mantillo es parte fundamental de los ecosistemas forestales, en esta capa orgánica se dan muchos procesos de reciclaje de nutrientes durante los procesos de descomposición, siendo fuentes importantes de nitrógeno y fósforo (Welke *et al.* 2005, Raich *et al.* 2007, Albrechtova *et al.* 2008, Titeux *et al.* 2010, Galicia *et al.* 2002). Físicamente, el mantillo representa una capa de protección del suelo contra temperaturas y contenidos de humedad extremas y amortigua los procesos de erosión hídrica, favoreciendo la infiltración a las partes profundas del suelo (Van Veen and Kuikman 1990, Greiffenhagen *et al.* 2006).

El mantillo se puede clasificar en diferentes capas, de acuerdo a sus grados de descomposición, particularmente se pueden distinguir dos o tres capas, de acuerdo a los tipos de vegetación y las condiciones del medio (Figura 12). Fisher and Binkley (2000) propusieron una clasificación de las capas que conforman el mantillo y que se diferencia principalmente por el estado de descomposición, las clasificaciones más comunes en artículos científicos se dan a continuación:

Litter (L) o capa identificable (Oi), conformado por restos vegetales, ramas, hojas, frutos, y excretas animales, sin tener ningún grado de descomposición y que son fácilmente identificables.

Horizonte (F) o Capa intermedia (Oe), se localiza inmediatamente debajo del primer horizontes, constituyéndose por residuos orgánicos fragmentados y con cierto grado de descomposición, sin embargo, aún se puede identificar el origen de los residuos orgánicos.

Horizonte (H) o capa de residuos mineralizados (Oa). Constituido principalmente por materia orgánica amorfa, con alto grado de descomposición donde ya no es posible identificar el origen de la materia orgánica, y la actividad microbiana está muy activa, formando principalmente humus.

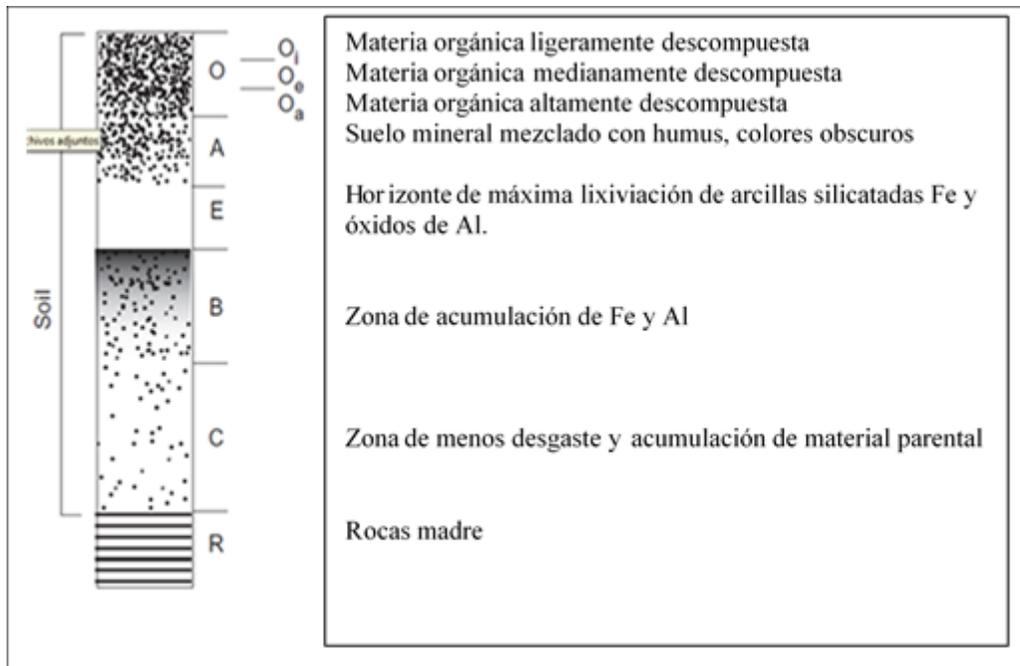


Figura 12. Perfil de suelo representativo de un suelo forestal con la presencia de la capa orgánica y sus capas de fermentación (Chapin *et al.* 2002)

El mantillo proporciona muchas funciones en los ecosistemas forestales y representa un reservorio dinámico de carbono. Mejora las propiedades físicas, en especial las condiciones estructurales del suelo, debido al incremento de la materia orgánica, haciendo que retengan una mayor humedad. También se incrementa la fertilidad, puesto que muchos elementos esenciales para el crecimiento de las plantas se encuentran en el piso forestal y durante los procesos de descomposición están en formas asimilables.

El mantillo por ser una fuente de nutrientes y otros factores protectores al suelo, un leve impacto en su estructura y composición puede afectar a las propiedades del suelo y a la vegetación de los bosques. MacKenzie *et al.* (2004) estudiaron el efecto que tiene una perturbación (incendio) mantillo forestal y sus efectos que tiene sobre la composición de éste y las repercusiones en los contenidos nutrimentales. Estos autores mencionan que se afecta principalmente la disponibilidad y movilización de carbono y nitrógeno. Por otro lado Spielvogel *et al.* (2006) también estudiaron la alteración en los contenidos de elementos como la lignina y polisacáridos en el mantillo y el suelo superficial a través del tiempo después de un manejo forestal, y encontraron que los contenidos de lignina se

alteraban, disminuyendo sus contenidos debido a la alteración que experimentaba la cobertura vegetal y el cambio del microclima del bosque.

El mantillo influye además en la movilidad del agua en los suelos forestales y los contenidos de materia orgánica en los distintos horizontes del suelo. El mantillo, por representar una fuente de nutrimentos, puede pasar a los horizontes inferiores por el proceso de lixiviación. Froberg *et al.* (2003) observaron que los lixiviados de los horizontes orgánicos que conforman el piso forestal influían en los contenidos de materia orgánica disuelta.

El mantillo tiene capacidad amortiguadora contra la erosión hídrica del suelo que provocan las precipitaciones. Greiffenhagen *et al.* (2006) estudiaron el fenómeno de flujo de agua en ecosistemas de pino, caracterizando las funciones hidráulicas de la retención del agua del piso forestal, utilizaron los horizontes ligeramente mineralizado y el horizonte más fuertemente mineralizado, identificándolos como Of y Oh respectivamente, sobre suelos arenosos, Ahí observaron que la conductividad hidráulica era más baja en el horizonte Of que en el Oh, esto posiblemente por el estado de mineralización, ya que las condiciones del piso forestal tiene propiedades hidrofóbicas.

Se conoce muy poca información sobre el aporte de carbono hacia la atmósfera que tiene la capa orgánica de los suelos forestales. La mayoría de los estudios para cuantificar los flujos de CO₂ son principalmente el aporte de los suelos.

Ciclo del Nitrógeno

El nitrógeno (N) es un elemento esencial en los tejidos vegetales. Se encuentra en las enzimas que producen ciertas reacciones bioquímicas las cuales determinan la reducción u oxidación del carbono mediante los procesos de fotosíntesis y respiración. Los reservorios del ciclo global del nitrógeno se encuentran en la atmósfera, la biosfera y la hidrosfera, siendo la atmósfera el mayor reservorio de este elemento con 3.1×10^{21} g la biomasa contiene 3.5×10^{15} g y en la materia orgánica del suelo entre 95 a 140×10^{15} g. las moléculas de nitrógeno existentes en la atmósfera están en formas relativamente inertes pero pueden ser transformadas a formas orgánicas, mediante fijación simbiótica, mediante

microorganismos simbióticos o de vida libre y por fijación no simbiótica, que se dan por los relámpagos (Schlesinger 1997).

Factores involucrados en los procesos de descomposición

Condiciones ambientales

Los factores que promueven el crecimiento y la actividad de descomposición, son principalmente las condiciones ambientales, las condiciones de temperatura y precipitación, cambian y estos provocan cambios en el desarrollo de la vegetación, y la descomposición. Prevost-Boure *et al.* (2010) mencionan que la variación de las condiciones ambientales altera la producción de la biomasa microbiana y el movimiento de carbono en los suelos forestales. Las alteraciones de las entradas de la materia orgánica, la calidad de los sustratos, también alteran la estructura de la actividad microbiana.

Las condiciones del sitio están directamente relacionadas con la actividad de las poblaciones microbianas, tales las condiciones del tipo de suelo, el material parental, la cobertura vegetal y la pendiente. Sidari *et al.* (2008), encontraron que en dos sitios con mismas condiciones ambientales con diferente exposición de la pendiente (norte y sur) alteran significativamente la actividad enzimática de los microorganismos y las propiedades físicas y químicas del suelo; en la pendiente con dirección al sur se encontraron cantidades más altas de enzimas por las mejores condiciones de suelo, humedad y temperatura.

La variabilidad de la temperatura y la precipitación a través del año, también influye directamente en la actividad biológica, lo que puede representar una mayor actividad degradadora de los microorganismos, en la circulación de oxígeno y bióxido de carbono entre el suelo y la atmósfera. Kardol *et al.* (2011) observaron la actividad de los microorganismos con la variabilidad que presentaron la temperatura y la precipitación durante 2 años. La respiración del suelo es un indicador de las tasas de descomposición, se observa un patrón en la actividad de los microorganismos en su respiración durante un año. La respiración es mayor durante los meses más cálidos y donde las precipitaciones son mayores y menor en los meses más fríos (Prévost-Bouré *et al.* 2010).

Propiedades biológicas del suelo

Los organismos del suelo se presentan como diferentes formas de vida y cada una de éstas tiene un papel fundamental en los ecosistemas. Estas formas de vida son: heterótrofa, autótrofa, y litotrófica (Winding *et al.* 2005). Alhmad *et al.* (2004) estudiaron la tasa de descomposición en un bosque subtropical siempre verde utilizando la técnica de bolsa de malla en un periodo de 12 meses y evaluaron las poblaciones de la microflora (colémbolos); las mayores tasas se correlacionaron con la presencia de un mayor número de microorganismos (colémbolos), porque estos generan una mayor fragmentación de la materia orgánica que acelera la descomposición posterior por otros microorganismos.

La dinámica de descomposición de la materia orgánica en un bosque mixto caducifolio alterado de sus condiciones naturales fue estudiada por Bjørnlund *et al.* (2007) empleando bolsas de malla en diferentes sitios para disminuir la variabilidad de las condiciones del medio. El tiempo de medición empleado por estos investigadores fue de un año y observaron que la dinámica de las poblaciones microbianas cambian con el tiempo; en los primeros 4 meses predominaron las bacterias, con una rápida descomposición, seguidamente por hongos con una descomposición más lenta y por último por protozoarios que alcanzaron su mayor población al final del tiempo de medición 9 meses.

Los microorganismos se encargan del reciclaje de los nutrientes que otros organismos del ecosistema tomaron para su crecimiento, se menciona que son los encargados de cerrar los ciclos de las cadenas tróficas de los ecosistemas. Sin embargo, la actividad microbiana puede ser alterada por diversos factores, estos son: las características del material orgánico presente en el detritus y la relación C/N, la cual, sirve como indicador de la calidad química de un sustrato.

La diversidad biológica del suelo es amplia y muy diversa, en él existe un sistema muy complejo en donde se pueden establecer microorganismos que son encargados de procesos definidos en los ecosistemas. La diversidad biológica del suelo se puede clasificar de acuerdo al tamaño de los organismos existiendo tres grupos fundamentales: microfauna, organismos con tamaño menor a 100 μm ; mesofauna, organismos de 1 a 2 mm; y macrofauna, organismos de 10 a 20 mm.

De su presencia en los suelos depende la velocidad de descomposición y los flujos de carbono, por la liberación de éste que ocurre durante los procesos de respiración, Yu Huang *et al.* (2010) mostraron que la presencia de lombrices en suelos forestales hacia más rápida la velocidad de descomposición de la hojarasca, particularmente si las condiciones del medio eran óptimas.

Los hongos micorrízicos tienen gran importancia en los diversos ecosistemas. Su principal función es establecer relaciones simbióticas con las raíces de algunas plantas, lo cual le permite a la planta asimilar un mayor contenido de agua y nutrientes donde la raíz de la planta no tiene la capacidad de extraer. Un ejemplo de las funciones principales que cumplen los hongos micorrízicos en las plantas es contribuir a la adquisición de fósforo y otros nutrimentos que se encuentran difícilmente asimilables. En el caso del fósforo se sabe que la mayor parte de éste elemento presente en el suelo está en forma no disponible para las plantas; el hongo produce enzimas que facilitan su adquisición, pasándolo de su forma no disponible a disponible para las plantas. Los hongos ectomicorrízicos se benefician al recibir carbono de la planta hospedera y a su vez la planta recibe fósforo y nitrógeno de ellos (Pérez *et al.* 2004).

Las bacterias son el grupo microbiano más diverso presente en el suelo, tienen una enorme capacidad para establecerse en sitios con condiciones extremas. Las bacterias se sitúan principalmente en las primeras capas del suelo en el horizonte orgánico con altos contenidos de materia orgánica que es utilizado como fuente de nutrimentos para estos organismos. Las bacterias participan en los procesos de descomposición del mantillo presente en los suelos forestales.

En los suelos forestales, debido a sus condiciones ambientales, propiedades del suelo y vegetación, existen diferencias en el contenido de enzimas que ayudan en el reciclaje de nutrientes y que forman parte de los ciclos de carbono, nitrógeno y fósforo. Alvear *et al.* (2007) midieron la presencia de enzimas que degradan los compuestos orgánicos y el contenido de biomasa microbiana, entre otros parámetros biológicos de los suelos, en un bosque maduro y un bosque de vegetación secundaria. En el bosque secundario al presentar mejores condiciones del suelo observaron una mayor actividad enzimática y microbiana en los procesos de descomposición. Ello se explica porque en una vegetación en desarrollo

existe una mayor entrada de carbono al suelo por el crecimiento de la vegetación, mientras que en un bosque maduro donde ya no existe el desarrollo de nuevos tejidos las únicamente entradas de carbono provienen de tejidos vegetales que son más difíciles de degradar. En el bosque maduro encontraron una menor cantidad de carbono pero una mayor actividad enzimática, por la mayor retención de humedad y aireación que tenían estos suelos.

Mejía *et al.* (2007) observaron algo similar en plantaciones forestales. En los primeros 20 años hubo un incremento potencial en el contenido de carbono del suelo, pero con posterioridad a esta fecha este se mantuvo relativamente constante durante el resto de la vida de la plantación. Estos autores también estudiaron el contenido de carbono en un suelo agrícola con maíz y un bosque de pino y encontraron que había una mayor cantidad de éste en el bosque.

Descomposición de mantillo y capas de fermentación

Los estudios de la dinámica de la mineralización de los residuos que conforman el mantillo forestal, se hacen con base en especies específicas de un ecosistema forestal, sin embargo, esto en campo es muy difícil de lograr, debido a que los ecosistemas forestales son heterogéneos en su composición vegetal, es decir, el mantillo forestal, lo conforman residuos de especies arbóreas, arbustivas y herbáceas que son diferentes en su composición química (Fuqian *et al.* 2010).

La descomposición de los residuos orgánicos es un proceso importante en la dinámica de los ecosistemas porque controla las tasas de retorno de los nutrientes claves para el crecimiento de los bosques y las reservas de carbono en los suelos (Pritchett 1979).

La calidad de los residuos afecta directamente la tasa de descomposición; el contenido de carbono, nitrógeno y fósforo, influyen principalmente en la dinámica biológica de los suelos y la mineralización de la materia orgánica. La labilidad o recalcitrancia depende concentraciones de celulosa, hemicelulosa y lignina. Algunos indicadores como la relación C/N, lignina/N son indicadores de la actividad biológica del suelo y están relacionados con la tasas de descomposición (Van Cleve and Powers 1995).

Emisión de CO₂.

Generalmente los estudios de la descomposición de la materia orgánica y la emisión de CO₂ por el mantillo, se realizan en campo. El método más común es la de bolsas de malla, en donde se coloca una cantidad conocida de materia orgánica, la cual se descompone por efecto de la biota, la humedad, temperatura y características del suelo, lo que repercute en una disminución de su masa inicial en un tiempo (más de 1 año) determinado. Alhamd *et al.* (2004), estudiaron las tasas de descomposición en 12 meses, este parece ser un intervalo mínimo para el uso de esta metodología. Los investigadores mencionados encontraron que las tasas fueron influenciadas por las condiciones de humedad; las mayores, en meses con lluvias estacionales, y la temperatura las incrementaban en los meses cálidos. La concordancia entre meses lluviosos y cálidos significó una mayor respiración y como respuesta a esto, observaron que el contenido de carbono disminuía con el tiempo de incubación, así como las relaciones C/N, indicando que la materia orgánica en el sitio se descompuso.

Cleveland *et al.* (2007) hicieron incubaciones con suelos forestales y midieron el efecto de la adición de materia orgánica disuelta y describieron la existencia una relación entre las tasas de respiración heterotrófica del suelo y los factores abióticos de éste (humedad, temperatura y microorganismos). La población microbiana regulaba la descomposición de la materia orgánica del suelo y los flujos de CO₂ a la atmósfera. La medición de los flujos se realizó con un cromatógrafo de gases para determinar los cambios en la respiración; cuando se adicionaba materia orgánica disuelta y se mantenía una humedad adecuada, la respiración incrementó aproximadamente cuatro veces más que cuando únicamente se controlaba la humedad y 100 veces más que el tratamiento sin adición de materia orgánica y humedad.

Baéz *et al.* (2009) mostraron que la respiración y los contenidos de carbono orgánico del suelo (COS) era influenciada por el tipo de vegetación, el tipo y las condiciones del suelo. La respiración del suelo se midió con un sensor infrarrojo EGM-4 system, el cual permite medirla con una cámara cerrada que se coloca encima del suelo y directamente en el sitio de medición.

Pocos estudios de emisión de CO₂ se han realizado en suelos mexicanos con diferente tipo de manejo. Uno de ellos son los conducidos por Fuentes *et al.* (2010) en suelos agrícolas, pero hay escasa información de mediciones hechas en mantillo y horizontes de fermentación en suelos forestales. Flanagan & Van Cleve (1983) midieron la tasas de respiración del mantillo y horizontes de fermentación de cuatro tipos de vegetación diferentes de ecosistema de tundra, incubadas en laboratorio a 15°C y con una humedad de 250 % en relación al pesos seco. Encontraron que la tasa de respiración disminuyó con la descomposición y las tasas están fuertemente influenciadas por la calidad de la materia orgánica que incrementa la respiración y la profundidad del horizonte orgánico que redujo la respiración a mayor profundidad.

Las tasas de descomposición están determinadas por las condiciones de temperatura y la adición de material orgánico. Jonasson *et al.* (2004) estudiaron la tasa de respiración con la adición del horizonte orgánico a muestras de suelo con diferentes temperaturas (10 °C y 12°C) a una mayor temperatura y adición de materia orgánica la respiración se incrementó aproximadamente al doble más que con una temperatura más baja y sin adicionarle materia orgánica.

MATERIALES Y MÉTODOS

Se hicieron muestreos en diferentes sitios, las características de cada uno de los sitios de presentan a continuación.

Bosque de *Quercus* spp. Tequexquinahuac, Texcoco, Edo. México. Las condiciones de temperatura y precipitación media de este sitio se tomaron de la estación meteorológica de Chapingo, México (Barrales *et al.* 2010) ubicada a 20 km de distancia del sitio de muestreo. La temperatura media es de 15.6 °C, la máxima de 24.7 °C y la mínima de 6.7 °C. La precipitación media anual es de 614 mm al año, siendo los meses más lluviosos durante la mitad caliente del año (mayo-septiembre), mientras que las menores precipitaciones se dan en los meses de (octubre-abril). En el sitio predomina principalmente la especie del genero *Quercus* spp, el mantillo es formado principalmente por la hojarasca de esta especie (Figura 13).

Bosque de *Pinus montezumae*. Municipio de Nanacamilpa, Tlaxcala. La temperatura y precipitación media de esta zona de estudio se tomaron de la base de datos de la Comisión Nacional del Agua del programa ERIC III. La temperatura media anual resultó ser 13°C, la máxima de 21 °C y la mínima de 5°C. La precipitación media anual es de 331 mm, los meses lluviosos se encuentran en la mitad caliente del año, sin embargo, estas suelen interrumpirse en algunos meses. Las condiciones climáticas son frías y secas. En el sitio de muestreo, predomina la especie de *P. montezumae* conformando el mantillo por la hojarasca de esta especie (Figura 13).

Bosque de *Fagus grandifolia*. Municipio de Zacualtipán, Hidalgo, ejido La Mojonera. Los datos climáticos, también se obtuvieron del programa ERIC III de la Comisión Nacional del Agua. La temperatura media anual es 13°C, la máxima 19°C y la mínima 8°C. La precipitación media anual es de 2000 mm siendo consideradas las condiciones como húmedas (Godínez *et al.* 2007). El mantillo y capas de fermentación en el bosque de *F. grandifolia*, está compuesto por la hojarasca de esta especie por ser un bosque muy homogéneo (Figura 13).

Bosque de Pino-Encino bajo manejo forestal. Municipio de Zacualtipán, Hidalgo, ejido de Atopixco. En este sitio se colectaron muestras de mantillo y capas de fermentación de un bosque manejado de *Pinus patula* y en algunos casos con *Quercus laurina*. Se seleccionaron cinco rodales con diferente tiempo transcurridos desde el momento de su aprovechamiento. Los mantillos colectados fueron de rodales aprovechados en: 1986, 1987, 1988, 1993 y 1995; esto es, el mantillo tenía una antigüedad de 25, 24, 23, 18 y 16 años, respectivamente. La composición del mantillo era principalmente acículas de *P. patula* con hojarasca de *Quercus laurina* en los rodales de 1986, 1987 y 1988, pero *P. patula* más homogéneos en los rodales aprovechados en 1993 y 1995. Mezclado con estos materiales había una diversidad de residuos de especies vegetales menores del sotobosque (Figura 14).

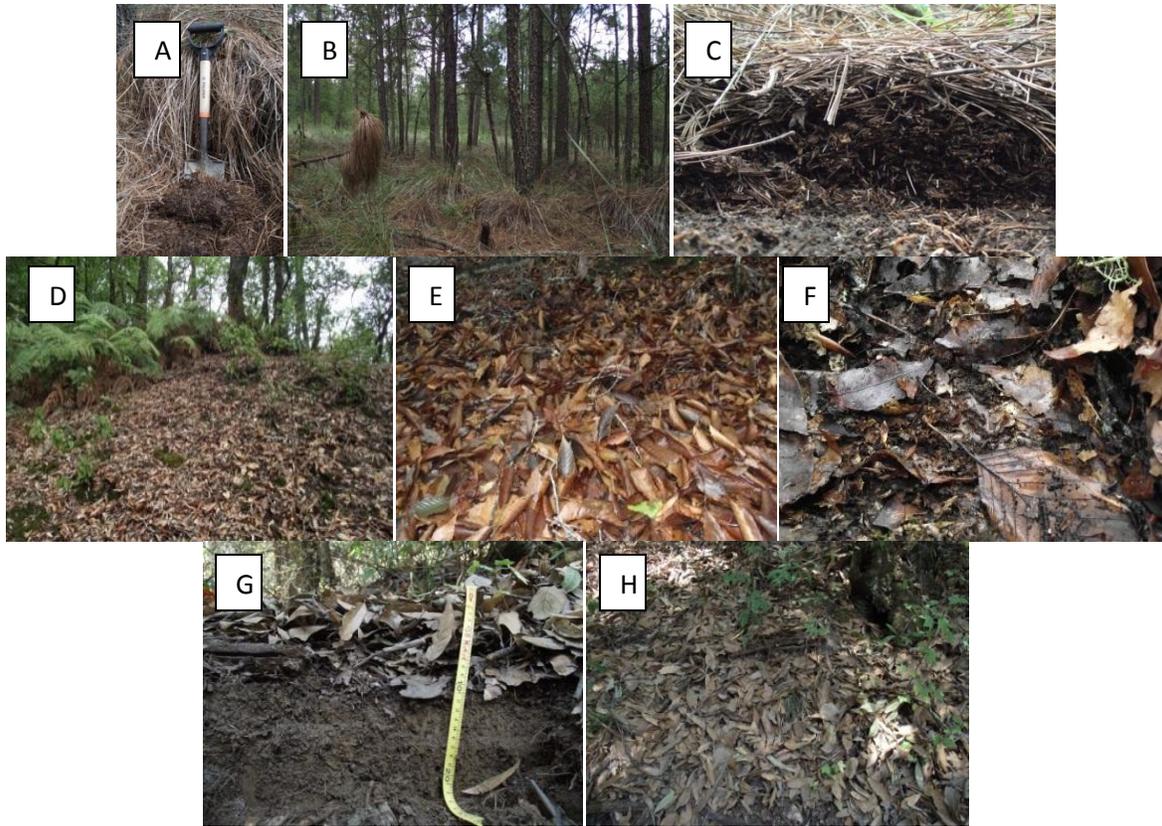


Figura 13. Sitios de muestreo y condiciones de mantillo y capas de fermentación de bosques de *P. montezumae* (A,B,C), *F. grandifolia* (D,E,F) y *Quercus* spp (G,H)



Figura 14. Condiciones sitios de muestreo en rodales de Bosque de *P. patula* y *Quercus laurina* con manejo forestal.

El mantillo se identificó como (Oi), en donde la materia orgánica no descompuesta era fácil de identificar, principalmente hojarasca y ramas. La capa de fermentación (Oe) se clasificó como medianamente descompuesta, aquí aún se podían distinguir el origen de los residuos orgánicos identifican (hojas, ramas, frutos) pero presentaban un proceso de descomposición intermedio. Por último la capa de fermentación con mayor grado de descomposición (Oa), donde el origen de los residuos orgánicos era difícilmente identificable; era una mezcla entre la materia orgánica descompuesta y el suelo mineral, predominaron principalmente residuos de madera en descomposición (Figura 15).



Figura 15. Muestras A: Mantillo (Oi); B= capa de fermentación intermedia (Oe) y C= capa de fermentación descompuesta (Oa) de bosque bajo manejo forestal.

El número de capas de fermentación no fue igual en todos los sitios, debido a la composición de la vegetación y al diferente clima. En el Cuadro 12 se encuentran las muestras recogidas en cada bosque en donde se colectó mantillo y capas de fermentación (CF). La capa de fermentación se encontró únicamente en los bosques de *Quercus* spp en Tequexquahuac y *P. montezumae* en Nanacamilpa, Tlaxcala. Las muestras se secaron a la sombra, se molieron y tamizaron a través de una malla de tamaño de 2mm (malla 10) para los análisis de laboratorio.

Cuadro 12. Materiales presentes en los diferentes sitios de muestreo.

Sitio	Mantillo	Capa	
		Fermentación1	Fermentación2
Rodal	Oi ^T	Oe	Oa
1986	Si	Si	Si
1987	Si	Si	Si
1988	Si	Si	Si
1993	Si	Si	Si
1995	Si	Si	Si
Tipo de Bosque	Oi	Oe	Oa
<i>Quercus spp</i>	Si	No	Si
<i>Pinus montezumae</i>	Si	No	Si
<i>Fagus grandifolia</i>	Si	Si	Si

† Oi= mantillo, Oe CF1= capa de fermentación intermedia, Oa CF2= capa de fermentación más descompuesta

Medición de los reservorios de carbono en el mantillo y capas de fermentación de bosque con diferente composición arbórea.

Para la medición de los reservorios de carbono presente en estos tipos de bosque, se determinó la cantidad de biomasa existente en el mantillo y capas de fermentación de los tres bosques con composición arbórea diferente. El mantillo y las capas de fermentación se colectaron en cuadrantes de 0.25m²; se registró su peso con humedad de campo y se pusieron a secar a la sombra. Posteriormente se secaron en una estufa a 60°C para obtener el peso seco de la biomasa de cada sitio. Para la medición del porcentaje de carbono las muestras se molieron y tamizaron en malla 100. Se secaron a 60°C durante 24 horas y se colocaron en un desecador hasta el momento de su análisis. Se pesó aproximadamente ±30 mg de muestra de mantillo o capa de fermentación en crisoles especiales del equipo analizador automático de carbono Shimadzu 5000A, se registró el peso en la computadora y se combustionó en una corriente de aire purificado a 900°C, en 5 minutos aproximadamente. El instrumento entregó directamente el resultado en porcentaje de este elemento en la muestra.

Con el dato de la biomasa y el porcentaje de carbono en mantillo y capas de fermentación, se calculó los reservorios de carbono en toneladas por hectárea presentes en los bosques con diferente composición arbórea.

Medición de los reservorios de carbono en el mantillo y capas de fermentación de un bosque sometido a manejo forestal

Se determinó la biomasa presente en el mantillo y capa de fermentación en los 5 rodales con aprovechamientos en los años de 1986, 1987, 1988, 1993 y 1995 con cuadrantes de 0.25m² colocados aleatoriamente. Se colectó el mantillo y capa de fermentación en los cinco rodales. Se registró el peso con humedad en campo y se pusieron a secar a la sombra. Posteriormente se secaron en una estufa a 60°C para obtener el peso seco de la muestra. La determinación del porcentaje de carbono (TOC Shimadzu 5000A) se hizo en muestras molidas y tamizadas a través de malla 100, que se secaron a 60°C durante 24 horas antes del análisis y se mantuvieron en un desecador hasta el momento de su análisis. Se pesó aproximadamente ± 30 mg de muestra de mantillo o capa de fermentación en crisoles especiales del equipo, registrando el peso en la computadora y se combusionó en una corriente de aire purificado a 900°C, por aproximadamente 5 minutos. El instrumento entregó directamente el resultado en porcentaje de este elemento en la muestra.

Con el dato de la biomasa y el porcentaje de carbono en mantillo y capas de fermentación, se calculó el reservorios de este elemento, en toneladas por hectárea, presentes en los cinco rodales de *P. patula* con diferentes tiempos de aprovechamiento.

Caracterización de muestras de mantillo y capas de fermentación

Se caracterizaron las muestras de mantillo y capas de fermentación colectadas en diferentes bosques, los cuales son descritos posteriormente. Este apartado describe los análisis de laboratorio realizados para conocer las propiedades químicas de las muestras y obtener algunos indicadores que nos permitan entender el estado en el que están al momento de que se hizo el muestreo. Dichas muestras fueron molidas y tamizadas en malla 10, para los análisis de laboratorio.

Medición de pH. Se pesó en frascos de 100 ml 10 g de mantillo y capa de fermentación de cada sitio y se agregó 50 ml de agua destilada para tener una relación de solución de suelo de 1:5 con dos blancos y dos patrones para verificación de datos. Como las muestras son origen vegetal su capacidad de absorción de humedad fue muy alta y por esta razón se incrementó la cantidad de agua en la suspensión para poder medir el pH. El pH se midió en

un pHmetro (Conductronic pH20). Se hicieron tres lecturas en cada muestra para verificación de datos.

Determinación de carbono por combustión total. La metodología para esta determinación es la descrita más arriba. Añadiremos que en este y el anterior caso, el aparato se calibró con 10, 20, 30 y 40 mg de glucosa desecada. Para el análisis de las muestras, se pesó aproximadamente ± 30 mg de mantillo y capa de fermentación en crisoles especiales del equipo. El instrumento reportó directamente el resultado en porcentaje de este elemento en la muestra.

Determinación de Nitrógeno, Fósforo, Potasio, Calcio, Magnesio, Sodio y Zinc.

Los análisis de nitrógeno, fósforo, potasio, magnesio, sodio y zinc de las muestras colectadas en los rodales con aprovechamiento forestal se condujo en un digerido hecho de la manera que se detallada más abajo con una mezcla de ácido sulfúrico, ácido salicílico y peróxido de hidrógeno. La cuantificación se realizó por espectrofotometría de absorción atómica y por espectrofotometría visible (Walinga *et al.* 1995).

Se pesó 0.3 g de muestras de mantillo y capas de fermentación, se incluyeron blancos y patrones estándares. Se adicionó 2.5 ml de mezcla digestora de ácido sulfúrico-salicílico humedeciendo completamente la muestra y se digirió por 2 horas en un block de aluminio regulado a 100°C. Cada muestra se analizó por triplicado. Posteriormente se retiró del block y se dejó enfriar, y se adicionó 3 ml de peróxido de hidrogeno, se agregó gradualmente porciones de 1 ml hasta completar el volumen indicado. Se colocaron los tubos en el block digestor de aluminio, y se elevó la temperatura lentamente hasta 330°C, y se mantuvo así durante aproximadamente 2 horas o hasta que la solución tomó un color amarillo. Una vez enfriada la muestra se aforó a 50 ml con agua destilada tipo 2 (Walinga *et al.* 1995).

Determinación de fósforo (P). La determinación de la concentración de fósforo se hizo en el digerido descrito, por espectrofotometría visible, con azul de molibdeno, a 880 nm,. Muestras problema, blancos y patrones se analizaron de igual forma en una alícuota de 1 ml del digerido. Para la lectura se prepararon patrones con concentraciones de 0, 1, 2, 3, 4 y 5 mg L⁻¹ de fósforo a partir de una solución estándar primaria de concentración de 500 mg L⁻¹

de fósforo. De estas diluciones se tomaron alícuotas de 0, 2, 4, 6, 8 y 10 ml que se aforaron a 100 ml con ácido sulfúrico 0.7 M para posteriormente diluir 1 ml de las mismas a 10 ml, con agua destilada tipo 2. Seguidamente, de estas diluciones se tomaron alícuotas de 1 ml y se agregó 3.8 ml de una mezcla para desarrollo de color con molibdato de amonio, ácido ascórbico y tartrato de amonio. Finalmente se midió las concentraciones de fósforo de los estándares y de las muestras problemas después de 1 hora de reposo (Walinga *et al.* 1995).

Determinación de nitrógeno. La determinación de nitrógeno presente en el digerido se hizo mediante una destilación por arrastre de vapor. Se colocó 5 ml del digerido en un matraz Erlenmeyer de 250 ml, se le agregó 2.5 ml de NaOH concentración 10 N para alcalinizar la solución que era ácida y se conectó el flujo de vapor. El destilado se colectó en 10 ml de ácido bórico hasta alcanzar un volumen de aproximadamente 50 ml. La muestra tomó un color verde. Posteriormente el volumen colectado se tituló con ácido sulfúrico 0.05 N estandarizado, hasta que la muestra cambiase de su color violáceo (Bremmer 1965).

Determinación de potasio (K). La determinación de potasio se hizo por espectrofotometría de absorción atómica, empleando una llama de aire y acetileno en un espectrofotómetro (SPECTRAA Atomic Absorption Spectrometer 220). Muestras problema, blancos y patrones se analizaron de igual forma en una alícuota de 1 ml. Para la lectura se prepararon patrones con concentraciones de 0, 8, 16, 24, 32, 40 y 48 mg L⁻¹ de K a partir de una solución estándar de 1000 mg L⁻¹. De estas diluciones se tomaron alícuotas de 0.8, 1.6, 2.4, 3.2, 4.0 y 4.8 ml se agregó 4.5 ml de ácido sulfúrico concentrado (96%) y se aforó a 100 ml con agua destilada tipo 2. Posteriormente se tomaron alícuotas de estas soluciones de 1 ml y se les adicionó 9 ml de cloruro de cesio (1.1 % como cloruro de cesio L⁻¹ = 0.873 g Cs L⁻¹, equivalente a 7 830 microgramos en 10 ml). Finalmente se midió la concentración de potasio de los estándares y las muestras problema tomando alícuotas de 1 ml del digerido ya diluidas con 9 ml de la solución indicada de cloruro de cesio.

La determinación de sodio (Na). Se hizo por espectrofotometría de llama, empleando aire y acetileno. Las muestras problema, blancos y patrones se analizaron en alícuotas de 1 ml. Para la lectura se prepararon patrones con concentraciones de 0, 2.5, 5.0, 7.5, 10, 12.5 y 15 mg L⁻¹ de Na. Se preparó una curva de calibración con alícuotas de 0, 2, 4, 6, 8, 10 y 12 ml y de una solución estándar de 1250 mg L⁻¹ de Na en matraces aforados, se agregó 4.5 ml de

ácido sulfúrico concentrado (96%) y se aforo a 100 ml con agua destilada. Posteriormente se tomó alícuota de estas soluciones de 1 ml de la curva de calibración y se diluyó a 10 ml con cloruro de cesio. Para la determinación de las muestras problemas, se tomó alícuotas de 1 ml y se agregó 9 ml de agua destilada y de analizo la concentración de Na en las muestras.

Determinación de calcio (Ca). Para la determinación de calcio, se preparó una curva de calibración con alícuotas de 0, 2, 4, 6, 8 y 10 ml de una solución de 1000 mg L^{-1} Ca, se agregó 4.5 ml de ácido sulfúrico concentrado y se aforó a 100 ml con agua destilada tipo 2, posteriormente se tomaron alícuotas de 0.25 ml y se les adicionó 5 ml de solución de lantano (LaCl_3) de concentración de 1 g L^{-1} , esto para obtener concentraciones de 0, 20, 40, 60, 80 y 100 mg L^{-1} de Ca en la curva de calibración. La valoración de las muestras de mantillo y capas de fermentación, se hizo con alícuotas de 1 ml del digerido y diluyeron a 10 ml con agua destilada tipo 2.

La determinación de magnesio (Mg). En el mantillo y capas de fermentación, se prepararon patrones con concentraciones de una curva de calibración de 0, 10, 20, 30 y 40 mg L^{-1} de Mg a partir de una solución de alícuotas de 1000 mg L^{-1} de Mg. De estas diluciones se tomaron 0, 1, 2, 3 y se agregó 4.5 ml de ácido sulfúrico concentrado y se aforó a 100 ml con agua destilada tipo 2. La valoración de las muestras de mantillo y capas de fermentación se hizo con alícuotas de 0.25 ml de las muestras digeradas, patrones y blancos con 5ml de solución de lantano, para su posterior lectura en un espectrofotómetro.

Determinación de manganeso (Mn). Para la determinación se manganeso se prepararon patrones con concentraciones 0, 0.5, 1.0, 2.0, 3.0, 4.0 y 5.0 mg L^{-1} de Mn con alícuotas de 0, 0.5, 1.0, 2.0, 3.0, 4.0 y 5.0 ml de una solución de 1000 mg L^{-1} de Mn, se aforó a 50 ml con ácido sulfúrico 0.8 M. para las lecturas de las muestras problema, patrones y blancos, se tomaron alícuotas de 5 ml de las muestras digeradas y se adicionó 0.5 ml de solución de lantano de concentración de 16.5 g L^{-1} .

Para la determinación zinc (Zn). Se prepararon patrones con concentraciones de 0, 0.2, 0.4, 0.8, 1.2, 1.6 y 2.0 mg L^{-1} de Zn, se tomó alícuotas de 0, 0.5, 1.0, 2.0, 3.0, 4.0 y 5.0 ml de una solución de 1000 mg L^{-1} de Zn, se aforó a 50 ml con ácido sulfúrico 0.8 M. La

determinación de la concentración de Zn en las muestras de mantillo y capas de fermentación se realizó por espectrofotometría de llama sin ninguna dilución.

Determinación de los índices de descomposición C/N, C/P y lignina/N

Para las muestras de mantillo y capa de fermentación de bosques con diferente composición arbórea y el bosque sometido a manejo forestal, se determinó los valores de estos índices que son esenciales para el estudio de la dinámica de la descomposición de la materia orgánica (Chapin *et al.* 2002, Porta 2003). Se calcularon a partir de los análisis de laboratorio, anteriormente descritos. La relación C/N se calculó, dividiendo la cantidad de carbono entre la cantidad de nitrógeno en las muestras de mantillo y capas de fermentación expresadas en mg kg^{-1} . La relación C/P, se calculó dividiendo la cantidad de carbono entre la cantidad de fósforo existente en las muestras de mantillo y capas de fermentación expresadas en mg kg^{-1} . Por último la relación lignina/N se dividió la cantidad de nitrógeno entre la cantidad de lignina presente en el mantillo y capas de fermentación en unidades de mg kg^{-1} .

Cuantificación de la emisión de CO₂ de mantillo y capas de fermentación utilizando el equipo OxiTop ®

Con el fin de conocer el valor de V_m que se utilizó para calcular el consumo de oxígeno medido por el OxiTop (Ver Capítulo II), se midió la densidad de las muestras de mantillo y capas de fermentación de los distintos tipos de bosques. La densidad se determinó con una probeta de 100 ml la cual se llenó completamente con muestras problemas molidas y tamizadas en malla 10. Posteriormente se pesó la masa contenida en los 100 ml de la probeta en una balanza analítica. La densidad se expresó en gramos por centímetro cúbico (g/cm^3). Se hicieron cinco mediciones por cada muestra.

La medición de la respiración de los mantillos y capas de fermentación se hizo con el respirómetro OxiTop OC 110® de acuerdo a los parámetros establecidos en la primera fase de la investigación. Las muestras se molieron y tamizaron a través de una malla tamaño de 2 mm (malla 10) y se secaron a 60°C durante un tiempo de 24 horas para eliminar la humedad. La preparación de las muestras fue de la siguiente manera: se pesó 10 g de cada tipo de muestra y se humedeció al 60 % en relación al peso seco en una charola de aluminio

para humedecer uniforme y completamente la muestra. Se colocó la muestra húmeda en los frascos del equipo y éstos se metieron en una incubadora MAPSA EC 669 regulada a una temperatura de 25°C ($\pm 1^\circ\text{C}$) durante un tiempo de 10 días (Figura 16). Cada tratamiento se repitió tres veces.

Diariamente se revisaron los frascos y se ventilaron aquellos que durante la incubación llegaron al límite de medición del equipo (-150 hPa); esto se hizo para renovar el aire dentro de los frascos y continuar la medición hasta los 10 días. Los mantillos requirieron dos ventilaciones por día.



Figura 16. Humedecimiento de muestras al 60% de humedad y muestras en el OxiTop en una incubadora a temperatura controlada ($\pm 25^\circ\text{C}$)

Posteriormente se descargó la información de los cabezales y se calculó el consumo de oxígeno de cada una de las muestras. La cantidad de CO_2 que se emitió por la descomposición se calculó por medio de estequiometría.

Determinación de las tasa de descomposición de mantillo y capas de fermentación.

Con la emisión de CO_2 diaria calculada a partir de los datos de consumo de oxígeno, se graficaron y se obtuvieron las líneas de tendencias con sus ecuaciones y el valor de la R^2 . La tasa de descomposición diaria se obtuvo al dividir la cantidad de CO_2 total acumulado en el día 10, entre el número de días de la incubación únicamente si el valor de la R^2 era muy cercano a 1.

Se determinó el porcentaje de carbono emitido al final de la incubación. Se calculó la cantidad de total de este elemento presente en la cantidad de 10 g de muestra (cantidad analizada en el OxiTop) y la cantidad de CO₂ al final de la incubación y se obtuvo el porcentaje de carbono inicial presente en las muestras que se emitió en los 10 días de incubación.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Reservorios de carbono muestras de mantillo y capas de fermentación de bosques con diferente composición arbórea

En los bosques de *Quercus* spp, *P. montezumae* y *F. grandifolia*, los reservorios de C en los distintos materiales fueron muy parecidos entre los materiales con el mismo grado de descomposición. En la Cuadro 13 se muestra que el bosque de *Quercus* spp y *P. montezumae* se encontraron dos capas, el mantillo (Oi) y una capa de fermentación (Oa), debido a las condiciones de precipitación que se tienen en estos sitios. En el bosque de *F. grandifolia*, se identificaron el mantillo (Oi) y dos capas de fermentación (Oe y Oa) por mejores condiciones de la precipitación y temperatura del sitio.

El bosque de *F. grandifolia* presentó el mayor reservorio de carbono de los tres tipos de bosques, esto porque en ese bosque existían dos capas de fermentación y los porcentajes de carbono fueron más altos que los otros tipos de bosque. El bosque de *P. montezumae*, fue más grande el reservorio, debido a que la concentración de carbono en este bosque fue mayor que en el bosque de *Quercus* spp que tuvo un menor contenido de carbono.

Los reservorios de carbono fueron generalmente mayores en las capas de fermentación. Esto debido a que se encontró una mayor cantidad de biomasa en estas capas que en el mantillo.

El reservorio de carbono en estos bosques no es mayor a las 5 t ha⁻¹; estos datos concuerdan con otros trabajos de medición de reservorios de carbono en este estrato en mantillo y capas de fermentación de otros tipos de bosques (Chávez 2010). Gómez (2008) midió los reservorios de carbono en la capa de mantillo de especies de *Quercus* spp y en selvas bajas caducifolias encontrando de 3.5 a 4.6 t ha⁻¹. El mantillo y capas de fermentación en los

bosques de México, no son muy profundos, ya que los climas de México no son muy fríos lo que no permite la acumulación de materia orgánica mayormente profunda.

Cuadro 13. Reservorios de carbono ($t\ ha^{-1}$) en mantillos y capas de fermentación de bosques con diferente composición arbórea.

Bosque	Oi		Oe		Oa		Total
	Media	DE†	Media	DE	Media	DE	
<i>Quercus spp</i>	3.7 (e)	0.1			5.1 (b)	0.0	8.7
<i>P. moctezumae</i>	4.2 (d)	0.1			4.7 (c)	0.1	8.9
<i>F. grandifolia</i>	4.8 (bc)	0.1	5.7 (a)	0.2	4.1 (d)	0.1	14.5

† desviación estándar

Reservorios de Carbono en muestras de mantillo y capas de fermentación de un bosque con manejo forestal.

La cantidad de carbono presente en el mantillo y capas de fermentación en unidad de toneladas por hectáreas (t/ha), del bosque con manejo forestal de *P. patula* y *Q. laurina* se muestran en el Cuadro 14. En el mantillo (Oi), el rodal de 1988 presentó un mayor reservorio de carbono y el rodal de 1987 presentó la menor cantidad carbono existente. En estos rodales de aprovechamiento, existe una predominancia de *Quercus* (Latifoliada) que tiene propiedades que permite una mayor descomposición de su materia orgánica que las pináceas (Rocha *et al.* 2009, Aguilar *et al.* 2011), por lo que puede existir una mayor pérdida de carbono en forma de CO_2 por la descomposición en esta capa de mantillo.

En las capas de fermentación el mayor reservorio fue en el rodal de 1993 y el más bajo en el rodal de 1987. El reservorio de carbono es mayor en la capas de fermentación que en el mantillo (Oi) por la cantidad en peso seco de la biomasa que se registró en estas capas y el valor de la densidad en las capas de fermentación fue mayor que en el mantillo, por lo que existió una mayor cantidad de muestra en un cierto volumen.

Cruz-Flores y Etchevers-Barra, (2011), encontraron valores de reservorios de $45\ t\ C\ ha^{-1}$, siendo muy elevados en comparación con los obtenidos en los cinco rodales muestreados en este trabajo, sin embargo, estos datos provienen de bosques en áreas naturales protegidas y no se altera la materia orgánica que es depositada al suelo por prácticas forestales.

Cuadro 14. Reservorios de carbono ($t\ ha^{-1}$) en mantillos y capas de fermentación de un bosque de *P. patula* con manejo forestal.

	Oi		Oe		Oa		Total
	Media	DE	Media	DE	Media	DE	
1986	2.3 (gh)*	0.1	4.7 (c)	0.2	4.1 (cd)	0.2	11.1
1987	2.1 (h)	0.1	2.9 (gf)	0.1	3.1 (f)	0.0	8.1
1988	2.9 (f)	0.1	4.7 (c)	0.1	3.3 (ef)	0.1	10.9
1993	2.4 (gh)	0.1	6.0 (a)	0.1	4.5 (cb)	0.1	12.9
1995	2.4 (gh)	0.2	5.1 (b)	0.2	3.8 (de)	0.1	11.3

*medias con mismas letras no son significativas en prueba de Tukey (0.05) ^yDE=desviación estándar

Caracterización de Muestras de mantillo y capas de fermentación.

El pH en el mantillo y capas de fermentación, tuvieron valores entre 4 y 5.3, muy ácidos y extremadamente ácidos, así como el pH del suelo superficial de 0-20 cm se clasifica como pH ácido (Rodríguez y Rodríguez 2002, Porta 2003) Cuadro 15. Estos valores de pH corresponden a suelos con abundante materia orgánica. El valor de pH de las muestras de mantillo, CF y del suelo superficial son estadísticamente diferentes en todos los sitios con excepción del rodal de 1986 y del bosque de *F. grandifolia* en donde el mantillo y la CF intermedio (Oe) fueron similares sus valores de pH. Dai *et al.* (2001) encontraron propiedades similares en los cuales el pH de los suelos forestales tienen valores entre 3.5 y 3.7 en la capa orgánica y estos se elevan con la profundidad del suelo.

Los microorganismos encargados de la descomposición tienen una mayor actividad en medios ácidos, algunos hongos necesitan de valores ácidos para la degradación de compuestos recalcitrantes como la lignina (Krivtsov *et al.* 2007).

Cuadro 15. Valores de pH de mantillos y capas de fermentación de bosques sometido a manejo forestal

Muestra	1986		1987		1988		1993		1995	
	pH	DE [†]	pH	DE	pH	DE	pH	DE	Ph	DE
Oi**	4.4 (g)*	0.17	4.6 (f)	0.28	5.2 (b)	0.25	4.2 (h)	0.14	4.2 (h)	0.13
Oe	4.4 (g)	0.15	4.7 (e)	0.20	4.7 (f)	0.17	4.5 (g)	0.16	4.5 (g)	0.20
Oa	4.0 (g)	0.12	4.7 (f)	0.18	5.1 (c)	0.18	4.6 (f)	0.17	4.5 (g)	0.17
Suelo 0-20 cm	5.3 (a)	0.03	5.1 (c)	0.10	5.3 (a)	0.06	5.3 (a)	0.15	5.0 (d)	0.12

*Medias con misma letra no son significativas P 0.05, prueba de Tukey. [†] DE=desviación estándar

**Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

Cuadro 16. Valores de pH de mantillos y capas de fermentación de bosques con diferente composición arbórea.

Muestra	<i>Quercus spp</i>		<i>P. montezumae</i>		<i>F. grandifolia</i>	
	pH	DE	pH	DE	pH	DE
Oi**	4.8 (f)*	0.16	4.3 (f)	0.17	4.9 (d)	0.17
Oe					4.8 (d)	0.27
Oa	5.6 (b)	0.36	4.6 (e)	0.16	4.0 (g)	0.13
Suelo 0-20 cm	6.0 (a)	0.25	6.0 (a)	0.20	5.0 (c)	0.25

*Medias con misma letra no son significativas P 0.05, prueba de Tukey. [†] DE=desviación estándar

**Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

En el cuadro 17 se presentan las concentraciones de nutrientes de los mantillos y capas de fermentación de rodales de *P. patula* y *Quercus laurina* con manejo forestal.

Cuadro 17. Concentraciones de nutrientes en mantillos y capas de fermentación de rodales con aprovechamiento forestal.

Muestra		K	Ca	Na	Mg	Zn	Mn
			%			ppm	
1986	Oi**	0.04	0.71		0.11	27	510
	Oe	0.02	0.69		0.09	24	437
	Oa	0.01	0.58		0.06	26	99
1987	Oi	0.02	1.16		0.11	24	398
	Oe	0.01	0.73	0.02	0.06	18	491
	Oa	0.00	0.66	0.03	0.04	17	228
1988	Oi	0.05	0.98		0.13	21	303
	Oe	0.01	0.75		0.07	18	398
	Oa	0.01	0.79	0.03	0.05	11	384
1993	Oe	0.02	0.56		0.08	16	206
	Oe	0.00	0.64	0.01	0.07	18	309
	Oa	0.01	1.13		0.07	23	563
1995	Oi	0.02	0.78		0.11	27	397
	Oe	0.02	0.86	0.07	0.11	22	622
	Oa	0.01	0.81	0.05	0.07	34	446

**Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

Contenido de Carbono, Nitrógeno (N) y Fosforo (P)

Los contenidos de materia orgánica y carbono orgánico de las muestras de los rodales con aprovechamiento disminuyeron en función del tiempo transcurrido desde el aprovechamiento por la descomposición de la materia orgánica (Cuadro 18).

En la capa más humificados (Oa) el contenido de carbono fue más bajo que en el mantillo (Oi) de la superficie del suelo. Esto se explica porque la materia orgánica ya tiene un mayor tiempo de descomposición y el carbono se ha emitido en forma de CO₂ por la acción de los microorganismos presente en el suelo. La diferencia en el contenido de carbono entre las capas de fermentación es más notoria a medida que el tiempo transcurrido desde el aprovechamiento es mayor. En los rodales cosechados en 1993 y 1995 la diferencia en el contenido de carbono fue menor que en los rodales de tiempo desde el aprovechamiento (1986, 1987 y 1988) (Cuadro 18).

En los mantillos y CF se observó un aumento de los contenidos de N con el tiempo de descomposición. El incremento en los contenido de N en los procesos de descomposición

tiende a incrementarse para la formación de elementos más recalcitrantes como la lignina, que hace que la descomposición se estabilice (Barrera *et al.* 2004; Alhamd *et al.* 2004) al tiempo que se pierde carbono, es decir, la base de expresión de los resultados.

Cuadro 18. Contenidos de C, N y P en muestras de mantillo y capas de fermentación de un bosque de *P. patula* con manejo

Año	Muestra	C (g Kg⁻¹)	N (g Kg⁻¹)	P (g Kg⁻¹)
1986	<i>Oj**</i>	497	11	0.8
	<i>Oe</i>	472	14	0.8
	<i>Oa</i>	466	15	0.6
1987	<i>Oi</i>	492	11	0.5
	<i>Oe</i>	423	15	0.9
	<i>Oa</i>	355	19	0.8
1988	<i>Oi</i>	487	12	0.7
	<i>Oe</i>	454	14	0.6
	<i>Oa</i>	365	18	0.7
1993	<i>Oi</i>	506	12	0.7
	<i>Oe</i>	472	15	0.7
	<i>Oa</i>	480	17	0.8
1995	<i>Oi</i>	502	13	0.7
	<i>Oe</i>	484	15	0.8
	<i>Oa</i>	459	16.	0.8

**Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

En las muestras de mantillo y capas de fermentación provenientes de los bosques de *F. grandifolia*, *Quercus* spp y *P. montezumae*, el contenido de carbono disminuyó con la descomposición. En las capas de fermentación fue menor la concentración de carbono que en el mantillo. El contenido de N aumentó con la descomposición, fue más bajo en la capa Oa, en las muestras de los tres tipos de bosques (*F. grandifolia*, *Quercus* spp y *P. montezumae*). El contenido de P es muy poco y no presentó cambios con la descomposición del material orgánico presente en las capas orgánicas (Cuadro 19).

Cuadro 19. Contenidos de carbono, Nitrógeno y fósforo en mantillos y CF de *Quercus* spp, *Pinus montezumae* y *Fagus grandifolia*.

	Muestra	Carbono (g Kg ⁻¹)	Nitrógeno (g Kg ⁻¹)	Fósforo (g Kg ⁻¹)
<i>F.</i>	Oi**	497	12	0.5
<i>grandifolia</i>	Oe	471	17	0.6
	Oa	448	20	0.5
<i>Quercus</i>	Oi	448	5	0.6
spp	Oa	104	8	0.6
<i>P.</i>	Oi	488	8	0.5
<i>Moctezumae</i>	Oa	352	10	0.6

**Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

El contenido de nutrientes en la materia orgánica, afecta a los procesos de descomposición. El N y P son nutrientes fundamentales para las poblaciones microbianas, por lo que bajos contenidos de estos elementos, no permiten la proliferación de los microorganismos y la descomposición se ve disminuida.

Indicadores de descomposición

La relación entre la cantidad de C y N, es un indicador de la mineralización del N que podría estar disponible para las plantas; esta relación se utiliza como indicador de la calidad de la materia orgánica, (Porta *et al.* 2003, Prevost Boure *et al.* 2010). La relación C/N del mantillo y capas de fermentación de rodales con manejo forestal con distintos años de aprovechamiento disminuyó a medida que el tiempo de descomposición fue mayor, debido a la reducción en los contenidos de carbono. Dai *et al.* (2001) encontró valores similares en suelos forestales manejados. El incremento del N se debe a que los microorganismos rompen las estructuras de la materia orgánica (Alhamd *et al.* 2004, Rovira y Vallejo 2007). La relación C/N disminuye con la descomposición, porque el carbono es transformado y emitido en CO₂ y parte del N es mineralizado e incorporado en el humus del suelo. Sin embargo, la disminución de esta relación no es un indicador de una mayor disponibilidad de N, porque el N se incorpora a los anillos aromáticos y otras estructuras químicas importantes que son recalcitrantes (Chapin *et al.* 2002).

Respecto a la relación C/P, Schlesinger (1997) menciona que esta indica la conversión del carbono orgánico del suelo a CO₂, además de la retención de N y P en la biomasa

microbiana durante el proceso de descomposición. Esta relación tiende a hacerse más estrecha con la descomposición de la materia orgánica. La relación C/P en el mantillo y las capas de fermentación del bosque con manejo forestal disminuyó con la descomposición, siendo este valor más alto en el mantillo (Oi) que en las capas Oe y Oa. Esto nos indica que en las capas de fermentación una cantidad de carbono se ha emitido en forma de CO₂ por la descomposición de su materia orgánica.

La relación lignina/N, indica la conversión de N en lignina durante el proceso de descomposición, el valor de este indicador se incrementó con el avance progresivo de la descomposición de las muestras de mantillo y las capas de fermentación, en los cinco rodales manejados. El mayor valor de la relación se observó en la capa Oe del rodal de 1987 con 4.8, lo que indica que esta muestra tiene una mayor descomposición (Cuadro 20). Sánchez *et al.* (2009) estudiaron la descomposición de la hojarasca en sistemas silvopastoriles y encontraron que tanto la concentración de nitrógeno y los contenidos de lignina, así como la relación lignina/N se incrementan con la descomposición de la materia orgánica.

Cuadro 20. Relación C/N, C/P y Lignina/N de mantillos y CF de bosque con manejo forestal

Año	Muestra	C:N	C:P	Lignina:N
1986	<i>Oj**</i>	43	658	1.6
	<i>Oe</i>	32	625	2.0
	<i>Oa</i>	30	583	1.5
1987	<i>Oi</i>	44	1006	1.5
	<i>Oe</i>	28	465	6.3
	<i>Oa</i>	19	451	4.8
1988	<i>Oi</i>	40	685	1.2
	<i>Oe</i>	33	730	2.2
	<i>Oa</i>	20	491	4.0
1993	<i>Oi</i>	41	723	0.1
	<i>Oe</i>	30	664	0.9
	<i>Oa</i>	27	634	1.6
1995	<i>Oi</i>	39	718	0.4
	<i>Oe</i>	32	691	1.2
	<i>Oa</i>	27	574	3.0

**Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

En muestras de mantillo y capas de fermentación de bosques de *F. grandifolia*, *Quercus* spp y *P. montezumae*, las relación C/N y C/P tendieron a disminuir con la descomposición de las capas de fermentación (Cuadro 21), lo que sostiene que las muestras experimentan un proceso de descomposición en campo (Alhamd *et al.* 2004) a medida que transcurre el tiempo, partiendo del hecho que las capas más profundas son más antiguas. El mantillo del bosque de *Quercus* spp fue el que tuvo las C/N y C/P más bajas, indicando que estas muestras tienen una descomposición mayor que los otros tipos de bosques.

En general, la relación lignina/N aumentó a medida que la edad del mantillo era mayor. En cuanto a la situación de la relación lignina/N en las capas de fermentación, esta tendió a ser mayor en las capas de fermentación que en las del mantillo, ya que esta última tiene una descomposición menor. Resultados similares se han reportado en otros trabajos que han estudiado el índice en la descomposición de la materia orgánica de bosques (Spielvogel *et al.* 2006, Hernández *et al.* 2007). Rodionow *et al.* (2006) mencionaron que la relación lignina/N es un indicador para estudiar la tasas de descomposición de compuestos orgánicos y la movilización de N. Debe destacarse que las muestras de mantillo de *Quercus* spp, presentó el valor más alto en este indicador.

Cuadro 21. Relación C/N, C/P y lignina/N en mantillos y CF de *Quercus* spp, *Pinus montezumae* y *Fagus grandifolia*.

	Muestra	C:N	C:P	Lignina:N
<i>Fagus</i>	Oj**	42	1013	0.1
<i>Grandifolia</i>	Oe	28	842	0.2
	Oa	23	933	0.3
<i>Quercus</i>	Oi	52	802	1.0
	Spp	Oa	20	177
<i>Pinus</i>	Oi	57	881	0.6
<i>Montezumae</i>	Oa	32	590	1.5

**Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

Emisión de CO₂ por muestras de mantillo y capas de fermentación utilizando el OxiTop

La densidad del mantillo y capas de fermentación molidos a 2mm (Figura 17) de muestras provenientes de bosques de *P. patula*, con manejo forestal y de rodales con distintos años

de aprovechamiento fueron significativamente diferentes. Los rodales con mayor tiempo transcurrido desde su aprovechamiento (1986, 1987 y 1988) tuvieron mayor diferencia, y el mantillo (Oi) tuvo una densidad menor que las capas de fermentación (Oe y Oa). Esto significa que el mantillo ocupa un mayor volumen que la capa de fermentación Oa. Estos datos se utilizaron para calcular el volumen de la muestra ocupado dentro de los frascos del OxiTop y poder medir el consumo de oxígeno y la emisión de CO₂ (Cuadro 22).

Cuadro 22. Densidad de mantillos y capas de fermentación molidas de rodales con diferentes años de aprovechamiento y tamizadas en malla 10.

	1986		1987		1988		1993		1995	
	g cm ⁻³	DE [‡]	g cm ⁻³	DE						
Oi**	0.25 (ef)*	0.01	0.28 (d)	0.00	0.279 (d)	0.01	0.27 (d)	0.00	0.27 (ed)	0.00
Oe	0.20 (h)	0.01	0.33 (c)	0.00	0.256 (ef)	0.01	0.25 (gf)	0.01	0.24 (g)	0.00
Oa	0.24 (gf)	0.00	0.39 (a)	0.00	0.345 (b)	0.01	0.27 (d)	0.00	0.25 (f)	0.00

*Medias con misma letra no son significativas P 0.05, prueba de Tukey. [‡]DE=desviación estándar.
 **Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

En los bosques de *Quercus* spp, *P. montezumae* y *F. grandifolia*, la densidad aumentó en las capas de fermentación (Oa) y fueron estadísticamente diferentes, a excepción de la densidad de mantillo (Oi) y capa de fermentación intermedio (Oe) del bosque de *F. grandifolia* cuyos valores fueron similares (Cuadro 23).

Cuadro 23. Densidad de mantillos y capas de fermentación de diferentes tipos de bosques molidas y tamizadas en malla 10.

	<i>Quercus</i> spp		<i>Pinus</i> <i>montezumae</i>		<i>Fagus</i> <i>grandifolia</i>	
	g cm ³⁻¹	DE	g cm ³⁻¹	DE	g cm ³⁻¹	DE
Oi	0.34 (b)	0.01	0.22 (d)	0.01	0.26 (d)	0.01
Oe					0.27 (d)	0.01
Oa	0.70 (a)	0.02	0.28 (e)	0.00	0.31 (c)	0.01

*Medias con misma letra no son significativas P 0.05, prueba de Tukey. [‡]DE=desviación estándar.
 **Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta



Figura 17. Densidad de mantillo y CF de bosque de *Quercus* spp. Cantidad de material que ocupó un volumen de 100 ml.

Emisiones de CO₂

La mayor emisión de CO₂ en muestras de mantillo (Oi) correspondió al rodal de 1988 (18,083 mgCO₂ kg⁻¹), seguidamente de los rodales aprovechados en 1995, 1993, 1987 y 1986 (Figura 18). Estos resultados correspondieron bien con las relaciones C/N de estas muestras (ver Cuadro 20). En los rodales de 1986, 1987 y 1988 están constituidos mayormente por bosque mixto de *Quercus laurina* y *P. patula*. En los rodales de 1993 y 1995 el bosque era más homogéneo en cuanto a su composición botánica con predominio de *P. patula*. El rodal con un tiempo de aprovechamiento más reciente (1995) presentó la mayor emisión de CO₂ entre estos rodales, resultando obvio que el tipo de vegetación influyó en la composición del mantillo y en la descomposición.

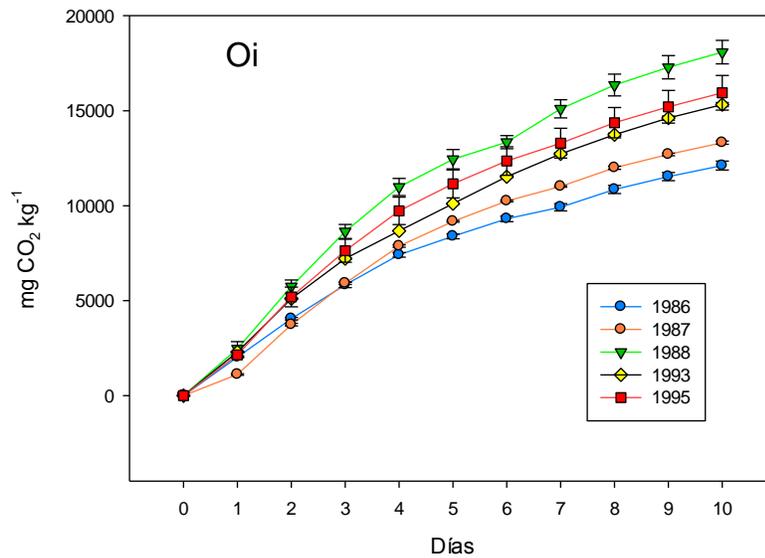


Figura 18. Emisión de CO₂ en la capa Oi (Mantillo) de rodales con diferente tiempo de aprovechamiento y composición botánica.

Las emisiones del mantillo recolectado en los bosques de diferente composición botánica dominante: *Quercus* spp, *P. montezumae* y *F. grandifolia* se presenta en la Figura 19. Los resultados en este experimento fueron similares a los obtenidos en las muestras del bosque manejado. La emisión del mantillo de *P. montezumae* (17 033 mg CO₂ kg⁻¹) fue menor que la del *Quercus* spp (19 034 mg CO₂ kg⁻¹) pero mayor que la de *F. grandifolia* (15 354 mg CO₂ kg⁻¹). Todas las muestras presentaron casi la misma emisión hasta el día 3, pero a partir del día 4 el mantillo de *Quercus* spp comenzó a tener diferencia significativa con el resto. La emisión de *P. montezumae* y *F. grandifolia* fueron similares hasta el día 7 pero al final del proceso (día 10) su respiración fue estadísticamente diferente.

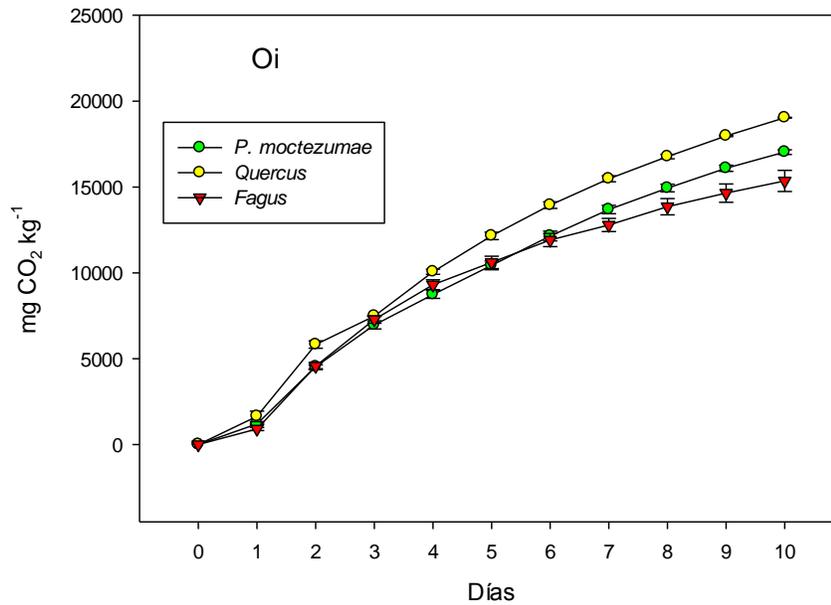


Figura 19. Respiración de muestras de mantillo de bosques de *Quercus* spp, *Pinus montezumae* y *Fagus grandifolia*

La emisión de la capa de fermentación intermedia (Oe), del rodal aprovechado en 1995 (la más joven de todas) fue mayor ($9\ 393\ \text{mg CO}_2\ \text{kg}^{-1}$), que la de los rodales de 1993, 1988, 1987 y 1986 (Cuadro 24). En general hubo mayor emisión de CO_2 cuando el tiempo desde el aprovechamiento forestal era menor. La emisión en el rodal de 1986 ($5\ 431\ \text{mg CO}_2\ \text{kg}^{-1}$) fue la menor de todas debido a que la materia orgánica presente en esas condiciones tiene un mayor grado de descomposición. Esas capas presentaron bajos valores C/N y una relación lignina/N mayor que la de los mantillos (Oi). Podría decirse que la materia orgánica de dichas capas tiene un mayor grado de estabilización (Figura 20).

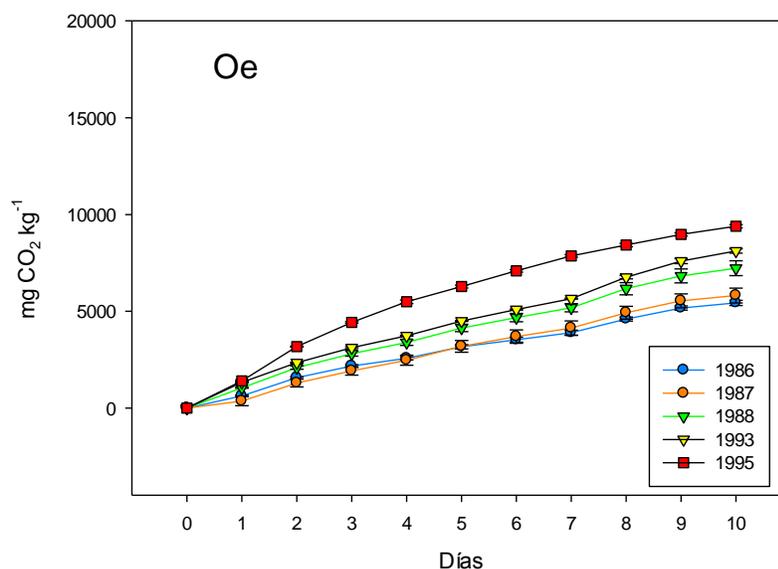


Figura 20. Emisión de CO₂ en capa intermedia Oe de rodales con distintos tiempos de aprovechamiento.

La emisión de la capa de fermentación más descompuesta (Oa) en los rodales con aprovechamiento (Figura 21), fue similar a la capa de fermentación intermedia (Oe). El rodal con mayor emisión de CO₂ fue el aprovechado en 1995 (6 284 mg CO₂ kg⁻¹) y con menor emisión el rodal de 1986 (2 001 mg CO₂ kg⁻¹).

El contenido de carbono (ver Cuadro 18) en esta capa de fermentación fue menor que el de las otras capas (Oi y Oe), y se explica porque al tener un mayor tiempo de descomposición, se ha perdido mayor cantidad de carbono en forma de CO₂ por su descomposición. Esta sería la razón por la que la emisión de CO₂ tiende a ser menor que las otras capas orgánicas.

El carbono de la primera capa se descompuso por los microorganismos, por contener elementos de más fácil descomposición, resultando consecuentemente en mayores emisiones de bióxido de carbono.

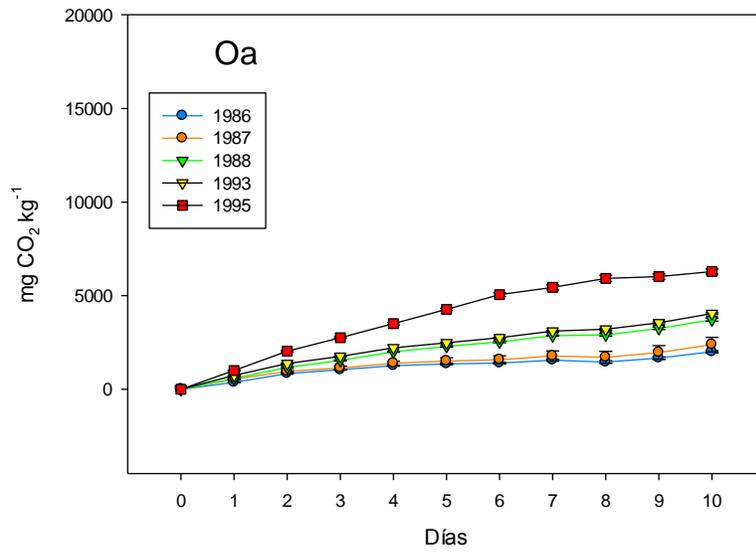


Figura 21. Emisión de CO₂ de capa más descompuesta (Oa) de rodales con distintos tiempos de aprovechamiento

La emisión medida con el equipo Oxitop de las muestras de las capas de fermentación de los bosques de diferentes especies dominantes (*Quercus* spp *P. montezumae* y *F. grandifolia*), se presentan en la Figura 22. Las muestras de *P. montezumae* y la capa de fermentación intermedia (Oe) de *F. grandifolia*, tuvieron emisiones estadísticamente iguales. Estos materiales fueron los que presentaron la mayor emisión: (7 971 y 7 640 mg de CO₂ Kg⁻¹) de muestra para *P. montezumae* y *F. grandifolia* respectivamente en el día 10. Los materiales con menores emisiones de CO₂ (3 504 y 2 963 mg de CO₂ Kg⁻¹ de muestra respectivamente) y estadísticamente iguales, fueron la capa de fermentación (Oa) de *Quercus* spp y *F. grandifolia*.

La similitud en la emisión se debe al estado de descomposición. El valor de las relaciones C/N fueron 32 y 28 para estas capas de *P. montezumae* y *F. grandifolia* respectivamente. La similitud en la emisión de la capa de fermentación Oa de *F. grandifolia* y *Quercus* spp es debido al estado de descomposición, las relaciones C/N fueron de 23 y 20 respectivamente para *F. grandifolia* y *Quercus* spp.

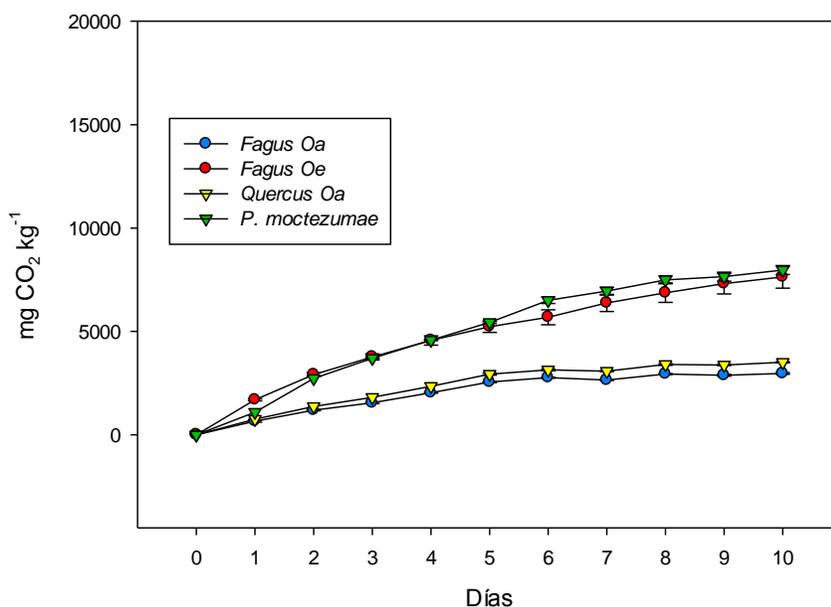


Figura 22. Respiraciones de capas de fermentación de bosque de *Quercus* spp, *Pinus montezumae* y *Fagus grandifolia*.

En general, en el bosque con manejo forestal, el mantillo (Oi) fue el material con mayor emisión (entre 12 000 y 18 000 mg CO₂ kg⁻¹) seguidos por la capa de fermentación intermedia (Oe). La emisión en esta capa los rodales vario entre los 5 400 y 9 400 mg CO₂ kg⁻¹. Finalmente la capa que menor emisión experimentó fue la capa más descompuesta (Oa) con valores entre 2 000 y 6 000 mg CO₂ kg⁻¹ (Cuadro 24).

Cuadro 24. CO₂ (mg Kg⁻¹) al final de la respiración en las tres capas de rodales con distintos fechas de aprovechamiento.

	1986		1987		1988		1993		1995	
Capa	media	^Y DE (±)	media	DE (±)						
Oi**	12112	234	13318	85	18083	620	15323	107	15943	913
	(d)*		(c)		(a)		(b)		(b)	
Oe	5431	134	5811	383	7227	382	8117	112	9393	84
	(h)		(h)		(gf)		(f)		(e)	
Oa	2001	65	2383	385	3710	75	4040	43	6284	136
	(j)		(j)		(i)		(i)		(gh)	

*Medias con misma letra no son significativas P 0.05, prueba de Tukey. ^YDE= Desviación estándar.
 **Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

En la Figura 23 se muestra la comparación de la emisión total de los mantillos y capas de fermentación, de los materiales colectados en parcelas con diferentes años transcurridos desde el aprovechamiento en el día 10 de la incubación. Los resultados muestran claramente el efecto del tiempo transcurrido desde el aprovechamiento y el grado de descomposición deducido de la evolución de CO₂. El mantillo (Oi) emitió el doble de CO₂ que la capa de fermentación intermedia (Oe) y aproximadamente cuatro veces más que la capa de fermentación más descompuesta (Oa). En estudios donde miden la actividad microbiana, la cantidad de CO₂ que se produce en una incubación, muestran lo mismo. Guerrero *et al.* 2012, estudiaron la emisión de CO₂ en residuos de *Lupinus* en verde, compostas y vermicompostas, resultando que el residuo fresco de *Lupinus* registró una mayor cantidad de CO₂ que los abonos orgánicos ya descompuestos. Barrales *et al.* 2011, estudiaron la mineralización de diferentes residuos orgánicos, entre ellos, mantillo de *Quercus* y sus CF y se mostró la misma tendencia, sin embargo, la magnitud fue diferente debido a una diferente técnica y a un mayor tiempo (21 días).

En General, a mayor tiempo desde el aprovechamiento la emisión de CO₂ es menor, por lo que el manejo forestal altera la descomposición de la materia orgánica, como lo señalan Leon *et al.* (2011).

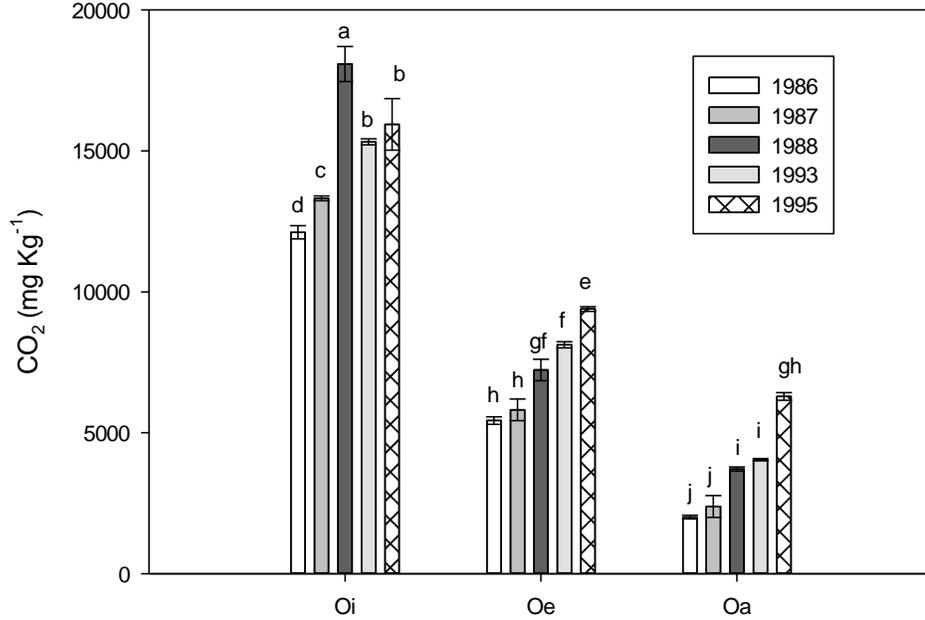


Figura 23. Cantidad final de CO₂ en muestras de mantillos y capas de fermentación en 10 días de incubación. (Medias con misma letra no son significativas P 0.05 prueba de Tukey).

En cuanto a la emisión de CO₂ en relación a la calidad del mantillo (asociada con la composición botánica del bosque), resultó que los mantillos (Oi) de los tres bosques fueron estadísticamente diferentes entre sí, siendo *Quercus* spp con la mayor cantidad de CO₂ emitida al final del periodo de incubación (19 034 mg CO₂ kg⁻¹), en tanto que para *P. montezumae* y *F. grandifolia* estos valores fueron 17.33 y 15 354 mg CO₂ kg⁻¹, respectivamente (Cuadro 25). En las capas de fermentación, la emisión de CO₂ fue menor que en los mantillos y estadísticamente diferentes. Las muestras de *P. montezumae* (Oa) y *F. grandifolia* (Oe) fueron similares y diferentes de *Quercus* spp (Oa) y *F. grandifolia* (Oa) (Cuadro 25).

Cuadro 25. CO₂ producido en 10 días por muestras de mantillo y CF de *Quercus* spp, *Pinus montezumae* y *Fagus grandifolia*.

	Quercus		P. montezumae		Fagus	
Capa	media	DE	Media	DE	media	DE
Oi**	19034 (a)*	±21	17033 (b)	±137	15354 (c)	±618
Oe					7640 (d)	±547
Oa	3504 (e)	±25	7971 (d)	±210	2963 (e)	±42

*Medias con misma letra no son significativas P 0.05 prueba de Tukey. DE=Desviación estándar.

**Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

En las comparaciones de la emisión al final de la incubación de los mantillo y capas de fermentación de bosques proveniente de los bosques de *Quercus* spp, *P. montezumae* y *F. grandifolia*, se encontró que el mantillo presentaba mayores emisiones de CO₂ en comparación con las capas de fermentación (Figura 24). Hay que recordar que el *Quercus* spp y *P. montezumae* no se encontró una capa Oe. En general la emisión de CO₂ disminuyó con la profundidad de las capas, siendo la capa más descompuesta (Oa) la con menor emisión de CO₂ al final de la incubación.

Bernhard-Reversat (1999) midieron las respiraciones de muestras de mantillo en bosques tropicales por medio de incubaciones en cámara cerradas y determinando el CO₂ por titulaciones. Los datos variaron entre 9.8 para *Acacia holosericea* y 22.5 mgCO₂ g de muestra *Eucalyptus Camaldilensis*, valores muy cercanos a los reportados en este trabajo. Los cuales tuvieron valores de relación C/N de 59 y 115 respectivamente concordando que con una mayor relación C/N existirá una mayor emisión por ser residuos que no están muy descompuestos.

En la muestras de *Quercus* spp y *P. montezumae* registraron los valores más altos en la relación C/N: 52 y 57 respectivamente. La muestra de *Quercus* spp presentó el mayor valor en la emisión de CO₂ al final de la incubación (19 034 mg CO₂ kg⁻¹). Esto por presentar una relación C/N alta y bajos contenidos de compuestos recalcitrantes a la descomposición, que los bosques de *F. grandifolia* y *P. montezumae*.

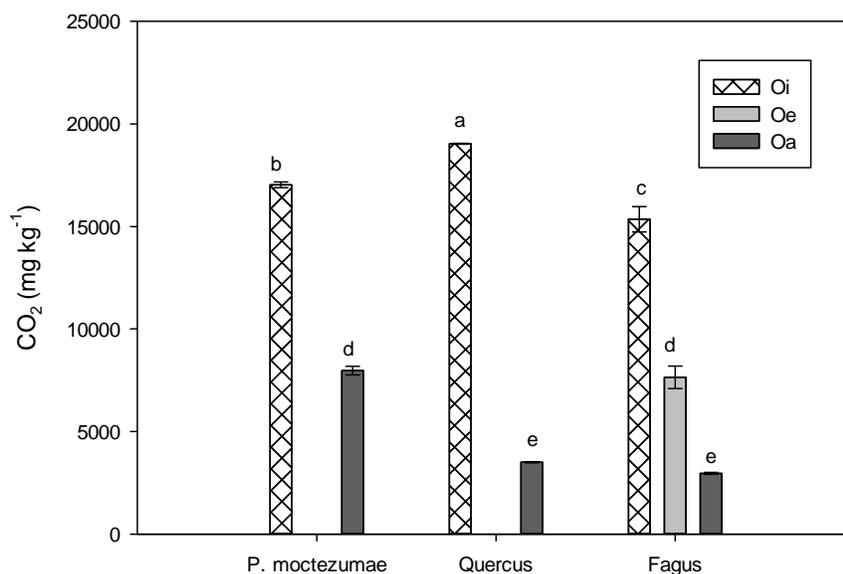


Figura 24. Cantidad de CO₂ al final de la incubación en mantillos y capas de fermentación de Bosque de *Quercus* spp, *Pinus montezumae* y *Fagus grandifolia*. Medias con misma letra no son significativas P 0.05 prueba de Tukey. Barras paralelas son el error estándar.

Durante el proceso de incubación se observó una proliferación de hongos más notoria en las muestras de mantillo, (Figura 25) que en las capas de fermentación, lo cual explicaría la mayor emisión de CO₂.



Figura 25. Presencia de hongos en la incubación con muestras de mantillo en los diferentes bosques

El análisis estadístico de las emisiones de CO₂ en las muestras de rodales con aprovechamiento mostró que la emisión de CO₂ fue significativamente mayor (*i.e la* descomposición) y el tiempo de aprovechamiento. En el Cuadro 26 se presenta el análisis

de variancia de la emisión de CO₂ con el tiempo transcurrido desde el aprovechamiento y el efecto de las capas de fermentación. Los valores de F fueron altamente significativos (<0.0001) en todos los casos, pero hubo una interacción también altamente significativa entre tiempo transcurrido y capa, lo que indica que estas variables de respuestas no son independientes (Cuadros 27 y 29).

Cabe señalar que el coeficiente de variación fue de 4, valor muy bajo, lo que indica que las mediciones no tuvieron alteraciones, las condiciones de temperatura fueron controladas y la emisión de CO₂ únicamente son respuesta de las propiedades mismas de las muestras que se midieron.

Cuadro 26. Análisis de variación

Fuente	DF	Σ de cuadrados	(media)²	F valor	Pr>F
Modelo	14	1129403474	8061677	672.17	<0.0001
Error	30	3600501	120017		
Total correcto	44	1133003975			
	R²	Coefficiente de Variación	Raíz MSE	Media	
	0.9968	4.0226	346.4343	8612.185	
Fuente	DF	Anova SS	(media)²	F valor	Pr>F
Año	4	104571167	26142791.8	217.83	<0.0001
Capa	2	998072024	499036012	4158.05	<0.0001
Año*capa	8	26760282.9	3345035.4	27.87	<0.0001

En el Cuadro 28 se presenta la agrupación de medias a través de la diferencia mínima significativa (DMS). La mayor emisión de CO₂ siempre fue en los rodales con un tiempo de aprovechamiento más reciente. Éste comportamiento coincide con otras investigaciones donde se ha evaluado la manera como el tiempo desde el aprovechamiento influye en la respiración de muestras de suelo (Barrera *et al.* 2004, Díaz-Pinés *et al.* 2011).

El efecto del tiempo transcurrido desde el aprovechamiento es notorio. En este caso los rodales de 1993 y 1995 (los más recientes), presentaron una emisión mayor que los rodales con un tiempo de aprovechamiento más prolongado (rodal del 1986).

La profundidad de las capas orgánicas (Oi, Oe, Oa) influyó significativamente. Las tres capas fueron estadísticamente diferentes durante todo el proceso (Cuadro 28), lo que

significó que su estado de descomposición y su composición química es totalmente diferente.

La cantidad de CO₂ emitida es mayor si el estado de descomposición es menor y este fenómeno se presentó en todo el tiempo de incubación. La cantidad de CO₂ que se registró en el mantillo (Oi) fue casi el doble que la capa de fermentación intermedia (Oe) y cuatro veces mayor que la capa de fermentación más descompuesta (Oa)

En el cuadro 29 y 30 está el análisis estadístico para las muestras de mantillo y capas de fermentación de bosque de *Quercus* spp, *P. montezumae* y *F. grandifolia*. Evaluando el efecto de las capas orgánicas (Oi, Oe y Oa) siempre hubo diferencias significativas entre el mantillo y capas de fermentación, en los 10 días de incubación

Evaluando el tipo de bosque, la muestra de *Quercus* spp, siempre fue estadísticamente diferentes en los 10 días de incubación, presentando la mayor emisión al final del tiempo de incubación. Los bosques de *F. grandifolia* y *P. montezumae* fueron similares en los 10 días de incubación

Cuadro 27. Valores de F<Pr para las variables evaluadas y la interacción entre estas, para los distintos días de incubación

Variable	Tiempo (Días)									
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Año	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001
Capa	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001
Año*Capa	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001
CV**	10.16	6.43	5.25	4.97	5.01	4.00	4.08	4.04	4.06	4.02

**CV= coeficiente de variación

Cuadro 28. Valores de la media de CO₂ y diferencia mínima significativa (DMS) para cada factor con sus diferentes niveles.

Año	Tiempo (Días)									
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
1995	1516 A*	3466 A	4936 A	6240 A	7230 A	8167 A	8863 A	9570 A	10064 A	10540 A
1993	1452 A	2939 B	4029 C	4873 C	6475 B	6454 C	7162 C	7901 C	8585 C	9160 C
1988	1363 A	2996 B	4331 B	5457 B	6290 B	6848 B	7715 B	8475 B	9123 B	9673 B
1987	1005 B	1993 C	2992 D	3910 D	4621 C	5169 D	5641 D	6207 D	6734 D	7171 D
1986	667 C	2149 C	3013 D	3746 D	4303 C	4744 E	5120 E	5634 E	6121 E	6515 E
DMS	167	238	277	329	397	343	385	418	451	473
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
**Oi	2008 A	4762 A	7046 A	8936 A	10723 A	11355 A	12411 A	13461 A	14268 A	14956 A
Oe	951 B	2092 B	2887 B	3530 B	4252 B	4813 B	5343 B	6175 B	6821 B	7196 B
Oa	643 C	1271 C	1647 C	2070 C	2377 C	2661 C	2946 C	3036 C	3287 C	3684 C
DMS	109	156	182	217	261	226	253	275	297	311

*Medias con misma letra no son significativas P 0.05 Prueba de Tukey **Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

Cuadro 29. Valores de F<Pr para las variables evaluadas y la interacción entre estas, para los distintos días de incubación

Variable	Tiempo (Días)									
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Tipo de bosque	0.3335	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001
Capa	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001
Año*Tipo	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001
CV**	9.97	3.68	2.80	2.86	2.98	3.06	2.94	3.00	3.00	3.14

**CV= coeficiente de variación

Cuadro 30. Valores de la media de CO₂ y diferencia mínima significativa (DMS) para cada factor con sus diferentes niveles.

Bosques	Tiempo (Días)									
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Quercus spp	1125 A*	3324 A	4788 A	5967 A	7100 A	8386 A	9197 A	9978 A	10465 A	10992 A
Pinus montezumae	1085 A	2890 B	4194 B	5031 B	6129 B	6786 B	7272 B	7887 B	8279 B	8681 B
Fagus grandifolia	1047 A	2853 B	3700 C	4916 C	6006 B	6740 B	7210 B	7858 B	8240 B	8653 B
DMS	130	134	142	185	230	269	280	310	325	357
Capa	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Oi**	1247 A	4973 A	7239 A	9374 A	11070 A	12570 A	13986 A	15188 A	16239 A	17141 A
Oe	1177 B	2334 B	3091 B	3826 B	4529 B	5107 B	5469 B	5924 B	6112 B	6372 B
Oa	833 C	1760 C	2352 C	2984 C	3536 C	4135 C	4226 C	4611 C	4633 C	4813 C
DMS	130	134	142	185	230	269	280	310	325	357

*Medias con misma letra no son significativas P 0.05 prueba de Tukey. **Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

Tasas de descomposición de mantillo y capas de fermentación de un bosque manejado.

Las líneas de tendencia de la emisión diaria de CO₂ medida con el OxiTop del mantillo y capas de fermentación de rodales con manejo forestal, nos permitió obtener los modelos de regresión lineal. Los valores de la R² fueron en general muy cercano a 1. De aquí se calcularon las tasas de emisión de CO₂ (Cuadro 31)

Cuadro 31. Líneas de tendencia de la emisión de CO₂ en el mantillo y capas de fermentación en 10 días de incubación y valores de la R².

Mantillo (Oi)		
Rodal	Modelo	R²
1988	$y = 1789.2x + 2004$	0.9523
1995	$y = 1576.8x + 1844$	0.9465
1993	$y = 1506.1x + 1681.1$	0.9620
1987	$y = 1366.4x + 1084.6$	0.9517
1986	$y = 1173.6x + 1535.3$	0.9494
Capa intermedio (Oe)		
Rodal	Modelo	R²
1995	$y = 922.48x + 1070.3$	0.9580
1993	$y = 776.13x + 503.5$	0.9915
1988	$y = 705.01x + 433.74$	0.9912
1987	$y = 602.83x + 15.002$	0.9952
1986	$y = 534.65x + 300.53$	0.9883
Capa descompuesta (Oa)		
Rodal	Modelo	R²
1995	$y = 636.78x + 658.61$	R ² = 0.9574
1993	$y = 365x + 466.56$	R ² = 0.9662
1988	$y = 342.29x + 363.47$	R ² = 0.9694
1987	$y = 194.09x + 386.07$	R ² = 0.9175
1986	$y = 165.58x + 346.03$	R ² = 0.8879

Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta

El mantillo de la parcela del rodal de 1988 presentó una mayor tasa de emisión de CO₂ (1789 mg de CO₂ kg⁻¹ día⁻¹), mientras que la tasa más baja fue del mantillo del rodal aprovechado en 1986 (1173 mg de CO₂ kg⁻¹ día⁻¹). Las tasas de emisión en la capa intermedia Oe fueron mayores en los rodales de 1995 y 1993 con 922 y 776 mg de CO₂ kg⁻¹ día⁻¹ respectivamente. La capa intermedia Oe del rodal de 1986 presentó la menor tasa (534.7 mg de CO₂ kg⁻¹ día⁻¹).

Se concluyó que las tasas de emisión fueron menores a medida que aumentó el tiempo desde el aprovechamiento de los rodales. En la capa de fermentación más descompuesta (Oa), la mayor tasa fue en el rodal de 1995 con 637 mg de CO₂ kg⁻¹ día⁻¹, y la menor tasa en el rodal de 1986 con 166 mg de CO₂ kg⁻¹ día⁻¹ (Cuadro 32).

Cuadro 32. Tasas de respiración de mantillos y CF en la incubación con el equipo OxiTop OC110

	1986		1987		1988		1993		1995	
Capa	Media	DE*	media	DE	media	DE	media	DE	media	DE
Oi	1211	±23	1332	±8	1808	±62	1532	±11	1594	±91
Oe	543	±13	581	±38	723	±38	812	±12	939	±8
Oa	200	±4	238	±38	371	±7	404	±4	628	±13

Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta.
*DE=desviación estándar.

El porcentaje de carbono que se óxido en el proceso de descomposición de 10 días con respecto al carbono inicialmente presente en la muestra (Cuadro 33). Los porcentajes calculados en el presente estudio se consideran bajos con respectos a otros estudios realizados en condiciones de campo y con tiempos largos de medición, generalmente de 1 año. En esos casos de evaluó la pérdida de materia orgánica en el sitio durante un tiempo determinado (Caldato *et al.* 2010, Jan and Chen 2009, Bonilla *et al.* 2008, Carmona *et al.* 2006) y la emisión de CO₂ se calculó indirectamente.

El porcentaje de carbono emitido en los mantillos fue mayor que las capas de fermentación. En el rodal de 1988 se óxido en 10 días, 3.71% del total de carbono total inicial presente en la muestra medida en el OxiTop, valor más alto entre los mantillos Oi (Cuadro 33). Esto significa que permanecer la tasa diaria de emisión de CO₂, una gran parte del carbono inicialmente presente podría ser oxidado en el plazo de un año.

El porcentaje de oxidación fue menor en las capas de fermentación. En las capas de fermentación, el menor porcentaje fue en la capa más descompuesta (Oa) del rodal de 1986 debido al mayor tiempo de descomposición entre los cinco rodales que ha tenido esta muestra en campo.

Cuadro 33. Porcentaje de carbono transformado a CO₂ en 10 días de incubación en mantillos y capas de fermentación de un bosque con manejo forestal.

Rodal	Muestra	Carbono (g Kg ⁻¹)	CO ₂ emitido (g Kg ⁻¹)	C emitido (%)	DE*
1986	Oi**	497	12.1	2.4	±0.0
	Oe	472	5.4	1.1	±0.0
	Oa	466	2	0.4	±0.0
1987	Oi	492	13.3	2.7	±0.0
	Oe	423	5.8	1.4	±0.1
	Oa	355	2.4	0.7	±0.1
1988	Oi	487	18.1	3.7	±0.1
	Oe	454	7.2	1.6	±0.1
	Oa	365	3.7	1	±0.0
1993	Oi	506	15.3	3	±0.0
	Oe	472	8.1	1.7	±0.0
	Oa	480	4	0.8	±0.0
1995	Oi	502	15.9	3.2	±0.2
	Oe	484	9.4	1.9	±0.0
	Oa	459	6.3	1.4	±0.0

**Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta. *
DE=Desviación estándar

Tasas de descomposición de mantillo y capas de fermentación en bosques con diferente composición arbórea

Las tasas de descomposición de los bosques con diferente composición arbórea se determinaron a partir de las líneas de tendencias generadas con los valores diarios de emisión de CO₂ *versus* el tiempo de incubación. Los valores de la R² de los modelos lineales fueron muy cercanos a 1 (Cuadro 34).

Cuadro 34. Líneas de tendencia de la emisión de CO₂ en el mantillo y capas de fermentación en 10 días de incubación y valores de la R², en bosque de *Quercus* spp, *Pinus montezumae* y *Fagus grandifolia*.

Muestra	Modelo	R ²
<i>Quercus</i> spp (Oi)	y = 1938.7x + 1249.3	0.9721
<i>Pinus montezumae</i> (Oi)	y = 1753.1x + 850.63	0.9770
<i>Fagus grandifolia</i> (Oi)	y = 1574.8x + 1329.6	0.9405
<i>Pinus montezumae</i> (Oa)	y = 807.77x + 878.84	0.9491
<i>Fagus grandifolia</i> Oe	y = 717.58x + 1142.6	0.9521
<i>Quercus</i> spp (Oa)	y = 340.23x + 634.42	0.8909
<i>Fagus grandifolia</i> (Oa)	y = 289.67x + 566.07	0.8760

x= días; Oi=mantillo, Oe=capa de fermentación intermedia, Oa= capa de fermentación más descompuesta

Con la función lineal de los modelos, se conoce la cantidad de CO₂ en mg kg⁻¹ día⁻¹ que se emitió. Las tasas de respiración fueron de 1940, 1750 y 1575 mg de CO₂ kg⁻¹ día⁻¹ para las muestras de mantillo de *Quercus* spp, *P. montezumae* y *F. grandifolia* respectivamente (Cuadro 35).

Cuadro 35. Tasas de respiración de mantillos y CF provenientes de bosques de *Quercus* spp, *Pinus montezumae* y *Fagus grandifolia*.

	<i>Quercus</i>		<i>Pinus</i>		<i>Fagus</i>	
	spp		montezumae		grandifolia	
Capa	media	DE*	media	DE	media	DE
Oi	1903	±2	1703	±8	1535	±62
Oe					764	±55
Oa	350	±2	797	±21	296	±4

Oi=mantillo, Oe=capa de fermentación intermedia, Oa= capa de fermentación más descompuesta. *DE=desviación estándar.

En el mantillo y capas de fermentación de bosque de *Quercus* spp, *P. montezumae* y *F. grandifolia* (Cuadro 36), los mayores porcentajes de carbono emitido en relación al carbono total presente en las muestra fueron en el mantillo (Oi) y éste disminuyó con el aumento de la descomposición en las capas de fermentación (Oe y Oa).

Cuadro 36. Porcentaje de carbono transformado a CO₂ en 10 días de incubación en mantillos y CF de bosques con diferente composición arbórea.

Rodal /Tipo de Bosque	Muestra	Carbono (g Kg ⁻¹)	CO ₂ emitido (g Kg ⁻¹)	C emitido (%)	*EE
Quercus spp	Oi**	448.10	19.00	4.25	0.0
	Oa	104.40	3.50	3.36	0.0
Pinus montezumae	Oi	487.90	17.00	3.49	0.0
	Oa	352.10	8.00	2.26	0.1
Fagus grandifolia	Oi	496.60	15.40	3.09	0.1
	Oe	470.90	7.60	1.62	0.1
	Oa	448.50	3.00	0.66	0.0

**Oi= mantillo, Oe = capa de fermentación intermedia, Oa = capa de fermentación más descompuesta.

*DE= desviación estándar.

CONCLUSIONES

Los reservorios de carbono fueron menores en el mantillo que en las capas de fermentación, por lo que se rechaza la hipótesis de que el reservorio de este elemento en el mantillo es mayor que las capas de fermentación. La razón para esta diferencia es que en las capas de fermentación hay mayor cantidad de biomasa que en el mantillo. Las medidas de la densidad indicaron que los mantillos presentaban una menor biomasa.

Los reservorios de carbono en los rodales con aprovechamiento, fueron mayores en las capas de fermentación que en el mantillo; y son mayores en los reservorios con años más recientes desde el aprovechamiento, y disminuyeron a medida que el tiempo desde el aprovechamiento era mayor.

Se acepta la hipótesis de que la concentración de carbono en el mantillo es mayor que en las capas de fermentación, debido a su menor grado de descomposición y sus propiedades están poco alteradas, en cambio, las capas de fermentación al tener una mayor descomposición han emitido CO₂, es decir, una cantidad de su carbono se ha perdido por la descomposición de la materia

orgánica; en otras palabras la materia orgánica se estabiliza con la profundidad en las capas de fermentación.

Se acepta la hipótesis de que el mantillo es una mayor fuente de emisión de CO₂ en comparación con las capas de fermentación; así como que las tasas de descomposición fueron mayores en el mantillo que en las capas de fermentación. El mantillo tiene una menor descomposición a juzgar por sus relaciones C/N y lignina/N que indicaron que eran compuestos no muy evolucionados, por lo que el carbono se pierde más fácilmente en la incubación que en las capas de fermentación.

Se concluyó que tanto las condiciones del bosque como el manejo forestal y la composición arbórea, influyen en la emisión de CO₂ del mantillo y las capas de fermentación. En las muestras procedentes del bosque con menor tiempo desde su aprovechamiento, existió una mayor emisión de CO₂ y este valor disminuyó a medida que el tiempo desde el aprovechamiento aumentaba. Esto se explica porque la materia orgánica que deposita en suelo se estabiliza con el paso del tiempo y como resultado la emisión de CO₂ por la incubación es menor.

La cantidad de carbono que quedó en la muestra después de 10 días de incubación fue muy superior a la cantidad de CO₂ que se emitió al final de la incubación, sin embargo, esto se debió al corto tiempo de incubación y a las cantidades relativamente pequeñas de muestra que puede ser analizadas en el OxiTop por la escasa disponibilidad de oxígeno que hay dentro del frasco de incubación, además de que la humedad se pierde gradualmente y con un mayor tiempo de medición puede alterar la medición de los datos.

Los resultados obtenidos en los diferentes rodales con aprovechamiento forestal, nos permiten inferir que la dinámica de la descomposición en estos casos, siempre será mayor en aquellos rodales en donde los aprovechamientos se den con tiempos más recientes, sin embargo, la cantidad de CO₂ que se tendrá después será menor por la descomposición.

El uso del equipo OxiTop para medir la emisión de CO₂ y descomposición de muestras de mantillo y capas de fermentación fue factible al controlar las condiciones de medición (humedad, cantidad y temperatura). Permite medir la respiración en muestras provenientes de distintos

bosques y con características diferentes en un tiempo corto y con un error entre las mediciones muy pequeño.

CAPÍTULO IV. NATURALEZA DE LA MATERIA ORGÁNICA EN MUESTRAS DE MANTILLO Y CAPAS DE FERMENTACIÓN DE DIFERENTES TIPOS DE BOSQUE.

RESUMEN

La calidad de la materia orgánica es uno de los principales factores que repercuten en la descomposición de los residuos orgánicos del suelo y los flujos de CO₂ de los ecosistemas terrestres a la atmósfera, es por esta razón que es importante conocer las propiedades de la materia orgánica que conforman el mantillo (Oi) y las capas de fermentación (Oe y Oa). Se midieron las cantidades de celulosa, hemicelulosa y lignina con la metodología de van Soest (1963); y los contenidos de carbono en las sustancias húmicas de la materia orgánica de mantillos y capas de fermentación de varios tipos de bosques de *Quercus* spp, *Pinus montezumae* y *Fagus grandifolia*, y de un bosque con manejo forestal en rodales con diferentes años de aprovechamiento (1986, 1987, 1988, 1993 y 1995). Los resultados muestran que existen mayores cantidades de celulosa en el mantillo (620 mg kg⁻¹) que en capas de fermentación (Oa) (453 mg kg⁻¹). En contraste la lignina fue mayor en el Oa (100 mg kg⁻¹), y más baja en el mantillo (Oi) (13.0 mg kg⁻¹ de muestra) por la descomposición. En las fracciones húmicas, existe una mayor cantidad de huminas en la capa de fermentación (Oa) (345 mg g⁻¹) que en el mantillo con nula descomposición (283 mg g⁻¹). Esto quiere decir que existen componentes de la materia orgánica con estructuras químicas más complejas y de mayor peso molecular como las ligninas y las huminas que reducen la descomposición de la materia orgánica, haciéndola más estable y que se pierda menos carbono como CO₂ durante el proceso de descomposición.

Palabras claves: sustancias húmicas, lignina, descomposición de materia orgánica.

INTRODUCCION

La descomposición del mantillo y capas de fermentación es un proceso fundamental en los ecosistemas. La descomposición permite la liberación de CO₂ y H₂O y elementos nutritivos (Schlesinger 1997). La dinámica del almacén de carbono en el suelo es mejor vista en dos etapas, los procesos que conducen a un rápido periodo de recambio de la mayoría del mantillo en la superficie, y procesos que conducen a una muy lenta producción, acumulación y periodo de recambio del humus en profundidad (Schlesinger 1997).

En el mantillo superficial ocurre la mayoría de la producción de CO₂, donde la descomposición es rápida y donde se encuentra una importante porción de la biomasa de las raíces finas. La materia orgánica fijada por fotosíntesis en los tejidos de las plantas es depositada en el suelo, se descompone y es utilizada por los organismos del suelo o convertida a sustancias húmicas (Ono *et al.* 2011) que componen una parte de la materia orgánica del suelo (Schlesinger 1997). Existen reportes que indican que en el suelo de un bosque templado, solamente 17% de la producción anual de CO₂ provenía de la capa del suelo debajo de 15 cm. Se considera que el flujo de CO₂ de las capas de suelo más profundas es debido a la descomposición del humus (Schlesinger 1997).

Aunque muchos estudios indican que la temperatura y la humedad son los principales factores que controlan la pérdida de masa del mantillo (Wang *et al.* 2013). La naturaleza química de éste, así como las concentraciones de nitrógeno, fósforo, calcio, lignina, y las relaciones lignina/N y C/N no sólo afectan la velocidad de pérdida de masa en el mantillo, sino que éstos también determinan las velocidades del ciclo de nutrientes (Wang *et al.* 2013). Sin embargo, los efectos del clima y la naturaleza química del mantillo sobre la velocidad de pérdida de masa de diferentes componentes químicos de carbono orgánico no han sido bien documentados (Wang *et al.* 2013).

De acuerdo con Wang *et al.* (2013) los procesos de descomposición en los distintos tipos de mantillo depositados en los pisos forestales podría estar relacionados con el comportamiento del carbono en sus formas aromática y alifática, así como también a la estabilidad de la lignina y la biosíntesis y lixiviación de lípidos. Para estimar con mayor precisión el flujo de carbono en el suelo durante la descomposición de las fracciones de la forma orgánica de este elemento, es

necesario entender la dinámica de estas fracciones abajo y arriba del piso forestal (Wang *et al.* 2013).

El tipo de vegetación también influye en la dinámica de la descomposición de la materia orgánica; sin embargo los ecosistemas forestales son sistemas complejos, donde el suelo, las condiciones climáticas, entre otros, dan lugar al establecimiento de diferentes tipos de vegetación que aportan las entradas de nutrientes y compuestos orgánicos al suelo por la senescencia de sus residuos vegetales.

Los contenidos de celulosa, hemicelulosa y lignina tienen un efecto sobre las tasas de descomposición de la materia orgánica del suelo y los procesos de emisión de CO₂ de la misma (Greggio *et al.* 2007). La lignina, compuesto recalcitrante del mantillo puede limitar, en ocasiones, el ciclo de nutrientes y del carbono en el suelo (Osono 2011), de ahí la importancia de determinar la cantidad presente de estos compuestos.

En este trabajo se estudió la calidad de la materia orgánica presente en el mantillo (O_i) y dos capas de fermentación (O_e y O_a) de bosques de *Quercus* spp, *Pinus montezumae* y *Fagus grandifolia*, y de un bosque de *Pinus patula* con manejo forestal en rodales con diferentes años transcurridos desde su aprovechamiento (1986, 1987, 1988, 1993 y 1995).de aprovechamiento forestal, con objeto de poder entender mejor la dinámica del carbono en los flujos de emisión de CO₂, medida con un equipo OxiTop de la manera descrita en el Capítulo III.

Los objetivos de este capítulo fueron: (a) medir la cantidad de celulosa, hemicelulosa y lignina en mantillo y capas de fermentación en bosques con diferente composición arbórea, así como sus contenidos de carbono en las diferentes fracciones orgánicas; (b) medir la cantidad de celulosa, hemicelulosa y lignina en mantillos y capas de fermentación en rodales desde su aprovechamiento forestal, así como los contenidos de carbono en las diferentes fracciones de la materia orgánica, y (c) determinar las fracciones de la materia orgánica por procedimientos químicos y por espectroscopía del infrarrojo medio (MIR).

REVISION DE LITERATURA

Descomposición de mantillo y capas de fermentación.

Los estudios de la dinámica de la mineralización de los residuos que conforman en mantillo forestal, se hacen con base en especies específicas de un ecosistema forestal, sin embargo, en campo es muy difícil de lograr, debido a que los ecosistemas forestales son heterogéneos en su composición vegetal, es decir, el mantillo forestal, lo conforman residuos de especies arbóreas, arbustivas y herbáceas que son diferentes en su composición química (Fuqian *et al.* 2010).

La descomposición de los residuos orgánicos es un proceso importante en la dinámica de los ecosistemas porque controla las tasas de retorno de los nutrientes claves para el crecimiento de los bosques y las reservas de carbono en los suelos (Pritchett 1979).

La descomposición del mantillo se divide en dos partes: (1) descomposición de los componentes del mantillo más lábiles (hidrosolubles y celulosa no lignificada), la cual es controlada por efectos estimulantes producto de la concentración de nutrientes (principalmente nitrógeno) y (2) descomposición de carbohidratos lignificados, que dependen del contenido inicial de lignina. Las sustancias solubles y los compuestos lábiles se degradan rápidamente en las primeras etapas de descomposición por microorganismos que crecen rápidamente que requieren una alta concentración de nitrógeno. En un ambiente con alto contenido de nitrógeno, la competencia con los microbios que van creciendo reduce el crecimiento de hongos que son capaces de descomponer la lignina. En esta condición, las tasas de descomposición inicial son altas, pero serán menores a largo plazo.

Se puede determinar la tasa de descomposición del mantillo mediante la relación de la cantidad de residuos vegetales que cae anualmente y la cantidad acumulada en el suelo (Caldato *et al.* 2010). La velocidad de descomposición está directamente afectada por las condiciones climáticas del lugar, la relación C/N y los microorganismos que están involucrados en este proceso. Porta (2003) indica que la relación C/N, la relación entre ácidos húmicos y fúlvicos, y lignina/N son utilizados como indicadores de la humificación y de la calidad del mantillo en los suelos.

Factores involucrados en los procesos de descomposición.

Chapin *et al.* (2002) señalaron que habría cinco factores principales que afectaban la velocidad de descomposición de la materia orgánica: el tamaño de la partícula, los tipos de enlaces químicos, la regularidad de las estructuras, la toxicidad y la concentración de nutrientes. Sin embargo, en el caso del mantillo se considera que los principales factores que determinan su descomposición son las condiciones ambientales y la naturaleza química del material orgánico.

Condiciones ambientales. Los factores que promueven el crecimiento y la actividad de descomposición son la temperatura y la precipitación. Prevost-Boure *et al.* (2010) mencionan que la variación de las condiciones ambientales altera la producción de la biomasa microbiana y el movimiento de carbono en los suelos forestales. Las alteraciones de las entradas de la materia orgánica, la calidad de los sustratos, también influyen sobre la estructura de la actividad microbiana. Las condiciones del sitio están directamente relacionadas con la actividad de las poblaciones microbianas, tales como el tipo de suelo, el material parental, la cobertura vegetal y la pendiente. Sidari *et al.* (2008) encontraron que en dos sitios con mismas condiciones ambientales las diferencias en exposición (norte y sur) alteraron significativamente la actividad enzimática de los microorganismos y las propiedades físicas y químicas del suelo.

La variabilidad de la temperatura y la precipitación a través del año, influye directamente en la actividad biológica, lo que puede representar una mayor actividad degradadora de los microorganismos, en la circulación de oxígeno y bióxido de carbono entre el suelo y la atmósfera. Kardol *et al.* (2011) observaron durante 2 años la actividad de los microorganismos con la variabilidad que presentaron la temperatura y la precipitación. Su efecto en la respiración del suelo es un indicador de las tasas de descomposición. Durante un año se observó un patrón en la actividad de los microorganismos y su respiración. La respiración es mayor durante los meses más cálidos y donde las precipitaciones son mayores, pero es menor en los meses más fríos (Prévost-Bouré *et al.* 2011).

Estructura química de los residuos orgánicos. La calidad y la estructura de los residuos orgánicos influyen en la velocidad de descomposición. La biomasa está compuesta por tres elementos

principales que son el carbono, nitrógeno y fósforo, que influyen sobre la dinámica biológica de los suelos y la mineralización de la materia orgánica (Porta 2003). El carbono constituye los tejidos vegetales. A partir de los procesos fotosintéticos; la vegetación captura el CO₂ atmosférico y adquiere el nitrógeno procedente de su reciclado en el suelo o fijado por organismos fijadores de nitrógeno atmosférico, y el fósforo procede de la materia orgánica y de los minerales del suelo. El contenido de nutrientes en la materia orgánica, afecta a los procesos de descomposición. El nitrógeno y fósforo son nutrientes fundamentales para las poblaciones microbianas, por lo que bajos contenidos de estos elementos, no permiten la proliferación de los microorganismos y la descomposición se inhibe.

Wickings (2011) menciona que las características y la naturaleza del material orgánico influyen en gran medida de la velocidad de descomposición, ya que observó que los organismos pudieron descomponer en menor tiempo residuos de maíz que residuos de madera de roble. La actividad enzimática que generan los microorganismos en el suelo, también son factores de importancia en la descomposición. Estas enzimas son utilizadas para fragmentar los compuestos químicos de los tejidos vegetales y animales. Además los ácaros al ingerir residuos vegetales, excretar los residuos se comprobó que sus desechos tiene una gran cantidad de polisacáridos, fenoles y lignina compuestos que son posteriormente utilizados por microorganismos del suelo, aportando más en la descomposición de elementos derivados de carbono y el nitrógeno en el suelo (Prévost-Bouré *et al.* 2011). La degradación de polisacáridos es llevada a cabo principalmente por microorganismos. Según Atlas y Bartha (2002) las plantas son la principal entrada de materiales de carbono orgánico al sistema suelo y la degradación de sus polímeros estructurales lo hacen los microorganismos.

Componentes químicos del mantillo y las capas de fermentación.

Del total de biomasa vegetal solamente el 15% son compuestos orgánicos, el resto es en su mayoría agua con un 75% y compuestos minerales el 10%. Por la composición química de estas capas se conoce que la celulosa y la hemicelulosa son los compuestos más fácilmente degradados por los organismos del suelo.

Los constituyentes de los residuos orgánicos son principalmente: carbohidratos, aminoácidos, proteínas, ácidos nucleicos, lípidos, ligninas y humus, cada uno de los cuales son, en su orden, químicamente más complejos lo que aumenta su recalcitrancia a la descomposición.

Los carbohidratos son aldehídos polihidroxidos, quetonas o sustancias que producen estos compuestos por hidrólisis e incluyen azúcares simples y complejos, almidones, celulosa y hemicelulosa. Los aminoácidos son unidades fundamentales en la estructura de las proteínas. Los lípidos son compuestos heterogéneos de ácidos grasos, ceras y aceites, generalmente tienen baja solubilidad en agua y presentan características hidrofóbicas. La lignina contiene estructuras complejas con polímeros altamente aromáticos y son fuente importante de compuestos aromáticos en el humus del suelo. La lignina y lípidos son muy resistentes a la descomposición por parte de microorganismos (Mc Coll and Gressel 1995).

Los tejidos vegetales están compuestos principalmente por polisacáridos principalmente por celulosa, hemicelulosa, quitina y lignina con diferentes estructuras químicas (Atlas y Bartha 2002). Por la composición química se conoce que la celulosa y la hemicelulosa son compuestos que son más fácilmente degradados por los organismos del suelo.

La celulosa es el polímero más abundante en los vegetales; su estructura química está conformada por una cadena lineal de moléculas de glucosa unidas mediante enlaces β 1-4. Entre los organismos del suelo que presentan una actividad celulolítica hay algunos hongos y bacterias. La degradación de la celulosa puede efectuarse en medios aerobios y anaerobios. En los procesos aerobios los productos que se forman al descomponerse la materia orgánica son el dióxido de carbono, el agua y la biomasa celular. En las condiciones anaeróbicas participan microorganismos del género *Clostridium*, principales fermentadores de la celulosa, las bacterias fermentadoras deben descomponer una gran cantidad de sustratos para satisfacer sus necesidades energéticas (Atlas y Bartha 2002).

La hemicelulosa son polisacáridos compuestos de diversas combinaciones de pentosas, como la xilosa, los mananos y los galactanos, estos son degradados principalmente por hongos y bacterias presentes en el suelo. Las enzimas responsables de la degradación de la hemicelulosa

son endoenzimas y exoenzimas, las primeras rompen enlaces dentro del polímero de forma aleatoria y las segundas separan monómeros o dímeros del final del polímero.

La lignina es un polímero estructural de la vegetación, tiene una composición química de aromática que consta de subunidades de fenilpropano unidas por enlaces carbono-carbono (C-C) o éter (C-O-C), en una estructura tridimensional muy compleja. La degradación de la lignina es un proceso de oxidación muy complejo, lo que justifica que sea muy resistente a los procesos de descomposición, la degradación de sus componentes estructurales requieren mucha energía. La lignina es un importante precursor de las sustancias húmicas. De acuerdo con las teorías existentes una parte significativa de las estructuras aromáticas en las sustancias húmicas se origina de la lignina, o en algún grado, de fragmentos aromáticos de suberina y “lignans” similares a la lignina. Aunque todavía está en discusión, se considera que en las sustancias húmicas pueden persistir hasta un 30 % de los constituyentes de lignina.

La calidad de los residuos afecta directamente la tasa de descomposición, el contenido de elementos como el carbono, nitrógeno y fósforo, principalmente influyen sobre la dinámica biológica de los suelos y la mineralización de la materia orgánica. Las concentraciones de celulosa, hemicelulosa y lignina determinarán si los residuos son lábiles o recalcitrantes en los procesos de descomposición. Algunos indicadores como la relación C/N, lignina/N son indicadores de la actividad biológica del suelo (Li *et al.* 2009) y están relacionados con la tasas de descomposición (van Cleve and Powers 1995).

Sustancias húmicas

El humus de suelo se define como la parte de la materia orgánica más estable que queda después de la descomposición de los residuos orgánicos vegetales y animales. Las sustancias húmicas (HSs) representan entre un 60 y 80% de la materia orgánica del suelo y son resultado de los procesos químicos, biológicos y físicos que tienen lugar como producto de la descomposición de la materia orgánica del suelo por los microorganismos y factores abióticos como la humedad y la temperatura. Debido a la diversidad en la composición y diferentes formas de transformación de los componentes es posible tener una mezcla de compuestos químicos.

Los términos generalizados de ácidos húmicos, ácidos fúlvicos y huminas cubren la mayor parte de las fracciones que se describen como componentes de las sustancias húmicas, pero los límites entre estas fracciones no es clara, los ácidos y ácidos fúlvicos pueden ser considerados como un continuo y el punto de corte entre ellos es arbitrario.

Aiken *et al.* (1985) definen los ácidos húmicos como la fracción de las sustancias húmicas que no es soluble en agua bajo condiciones ácidas pero se hace soluble a mayores valores de pH. Por lo general se considera que la precipitación de los ácidos húmicos se da a pH 2. Los ácidos fúlvicos son definidos como la fracción de las sustancias húmicas que son solubles bajo todas las condiciones de pH. Los ácidos fúlvicos es la fracción que permanece en solución cuando el extracto básico del suelo se ajustó a pH 2. El sobrenadante de la solución básica acidificada contiene la fracción de ácido fúlvico. La humina es la fracción de las sustancias húmicas que no es soluble en agua a ningún valor de pH. Se considera que las huminas están formadas por materiales que están fuertemente asociados a coloides inorgánicos. El fraccionamiento clásico de las sustancias húmicas está basado en la diferencia de solubilidad en medio acuoso a diferentes valores de pH.

Los ácidos fúlvicos son extraídos en medios alcalinos, no se precipitan con un medio ácido, su composición química depende de las condiciones de la naturaleza de la materia orgánica así como de las condiciones del suelo (pH, régimen de humedad). Son sustancias muy móviles y contienen más oxígeno en sus compuestos que los ácidos húmicos. Estos últimos son extraíbles en medios alcalinos y se precipitan en medios ácidos, generalmente de color oscuro, son compuestos con macromoléculas complejas de alto peso molecular y contienen más carbono en su composición que los ácidos fúlvicos, son más aromáticos y menos oxidados.

De hecho el carbono orgánico humificado y en particular los ácidos húmicos y las huminas representan el almacén más persistente de carbono orgánico del suelo con tiempos medios de residencia de varios cientos de años (Piccolo 1996, Spaccini *et al.* 2002). Las huminas representan el 20% de la materia orgánica y no se extraen en medios ácidos o alcalinos (Porta, 2003). Recientes formas de entender la naturaleza de las sustancias húmicas (Conte and Piccolo 1999, Piccolo 2002) indican que más que polímeros con elevados peso molecular como se

pensaba, éstas son asociaciones de pequeñas moléculas heterogéneas que se mantienen juntas por la acción de fuerzas débiles (van der Waals, interacciones p-p y enlaces de H) en dominios continuos hidrofílicos e hidrofóbicos de aparentemente alto tamaño molecular. Tales asociaciones húmicas interactúan de cerca con compuestos orgánicos frescos presentes en el suelo. Investigaciones sobre la dinámica de la materia orgánica del suelo muestran que simples compuestos orgánicos principalmente alquílicos derivados tanto de la descomposición de residuos orgánicos y resíntesis microbiana son progresivamente incorporados a las fracciones más estables de la materia orgánica del suelo (Jambu *et al.* 1993, Lichtfouse *et al.* 1995, Almendros *et al.* 1996).

Estos resultados sugieren la participación de múltiples interacciones hidrofóbicas entre las moléculas de ácidos húmicos y compuestos orgánicos frescos como la razón principal para la bioresistencia de sustancias húmicas y su acumulación a largo plazo en suelos (Lichtfouse *et al.*, 1998). Así es concebible que material húmico de composición apropiada pueda reducir la mineralización de la materia orgánica en el suelo aumentando el secuestro de carbono orgánico en dominios hidrofóbicos. Un proceso de protección hidrofóbica así debería impedir la rápida descomposición microbiana de la materia orgánica lábil del suelo de los residuos de planta o mantillo. Se ha demostrado que cuanto mayor sea la hidrofobicidad de ácido húmico, mayor es el secuestro de carbono orgánico en el suelo y la consecuente disminución de las emisiones de CO₂ (Spaccini *et al.* 2002).

Espectroscopia Infrarroja por Transformada de Fourier (FTIR).

Existen distintas metodologías para estudiar las propiedades de las sustancias húmicas que se forman durante la descomposición de la materia orgánica del suelo. Los métodos modernos utilizados principalmente son: espectroscopia de masas por pirolisis (Py FIMS), la resonancia magnética nuclear (NMR), espectroscopia, difracción de rayos X, la espectroscopía infrarroja con transformada de Fourier (FTIR), entre otras. Algunas requieren equipos muy sofisticados por lo que son poco usadas. Otras son más accesibles por su costo y fundamentos para su operación.

La FTIR es una herramienta que permite caracterizar cualitativamente y de una manera no destructiva los principales grupos funcionales de la materia orgánica (Haberhauer *et al.* 1998) como los carbohidratos, ligninas, celulosas, grasas, lípidos, compuestos proteínicos, debido a que registra las vibraciones de las uniones químicas de las estructuras de estos elementos (Artz *et al.* 2008).

El uso de accesorios de reflectancia total atenuada, en particular aquellos utilizando cristales muy duros como el diamante, ha avanzado aún más el uso de FTIR en suelos y residuos sólidos. La dilución con KBr ya no es necesaria, se aumenta la reproducibilidad y la naturaleza no destructiva de este análisis permite la muestra ser reutilizada para otros análisis.

Usando estadísticas multivariadas, los datos de FTIR pueden utilizarse como indicadores cuantitativos de la composición de la materia orgánica del suelo para distinguir los horizontes del suelo. El contenido de lignina y carbohidratos, así como la predicción de diferentes cualidades químicas y físicas de materiales orgánicos, han sido obtenidos utilizando análisis de cuadrados mínimos parciales (PLS) aplicado a los datos FTIR (Artz, 2008).

Esta metodología también se ha utilizado para estudiar el efecto del manejo de los bosques sobre la alteración de sustancias húmicas y la actividad microbiana; así como la composición química del piso forestal de bosques de diferente composición botánica y condiciones climáticas (Haberhauer *et al.* 1998). Esta técnica también se ha utilizado con éxito en suelos para describir el estado de descomposición en diferentes horizontes (Haberhauer *et al.*, 1998; Chapman *et al.*, 2001).

MATERIALES Y MÉTODOS

Capas de material orgánico estudiadas.

Litter o capa identificable (Oi), conformado por restos vegetales, ramas, hojas, frutos, y excretas animales, sin tener ningún grado de descomposición y que sean fácilmente identificables.

El horizonte F o capa intermedio (Oe), se localiza inmediatamente debajo del primer horizonte, constituido por residuos orgánicos fragmentados y con cierto grado de descomposición, sin embargo, aún se puede identificar el origen de los residuos orgánicos.

Horizonte H o capa mineralizados (Oa). Constituido principalmente por materia orgánica amorfa, tiene un alto grado de descomposición y ya no es posible identificar el origen de la materia orgánica, la actividad microbiana está muy activa, formando principalmente humus.

Determinación de Celulosa, Hemicelulosa y Lignina.

La determinación de los contenidos de celulosa, hemicelulosa y lignina, se realizó en los Laboratorios de Nutrición Animal del Postgrado en Ganadería del Colegio de Postgraduados. Se utilizó el método para la determinación de fibra detergente ácida, fibra detergente neutra y la lignina se determinó con el método de detergente ácida de Van Soest (1963).

Fibra detergente acida (FDA). Se pesó 0.5 g de muestra previamente secada a 60°C y molida en un tamiz de 2 mm (malla 10) en bolsas de filtro químicamente inertes y resistentes al calor que permiten sellar y retener partículas de 25 micras. Se colocaron en bandejas y se agregó 1900 - 2000 ml de la solución de detergente ácida, la cual se preparó adicionando 20 g de bromuro de cetil trimetil amonio (CTAB) a 1 litro de ácido sulfúrico (H₂SO₄) a una concentración de 1 N previamente estandarizado.

Las bolsas filtro con las muestras problemas se colocaron en el aparato de digestión a una temperatura de 100 °C y a una presión de 10-25 psi durante 60 minutos. Terminado la digestión se abrió el digestor y se adicionó 1900 - 2000 ml de agua caliente (70 - 90°C) para enjuagar durante 5 min las bolsas filtro hasta que el pH del agua de enjuague tuviera un pH neutro. Posteriormente se sacaron y se colocaron en vasos de precipitados de 250 ml. Se adicionó acetona hasta cubrir las perfectamente las bolsas filtro reposando durante 5 minutos. Después las bolsas se secaron a 102°C durante 4 horas. Por último se dejaron enfriar a temperatura ambiente en un desecador. Se pesaron las bolsas filtro después de la extracción. El residuo que quedó después de la extracción contiene celulosa y lignina.

Fibra detergente neutra (FDN). Se pesó y colocó en bolsas filtro 0.5 g de muestra previamente seca a 60°C y molida y tamizada a 2 mm (malla 10). Se colocaron en el digestor y se agregó 1900 - 2000 ml de la solución de detergente neutra. Se digirió durante 75 minutos. Posteriormente se abrió el digestor y se lavó el residuo con 2 litros de agua caliente (70 - 90°C) y 4 ml de la solución de alfa amilasa (esta sustancia se agregó en los dos primeros lavados) se cerró el digestor y se agitó durante 5 min. Después se sacaron las bolsas del digestor y se colocaron en vasos de precipitados de 250 ml, se les| agregó acetona hasta cubrirlas perfectamente y se remojaron durante 5 minutos. Las bolsas filtro se secaron a 102°C durante 4 horas. Por último se dejaron enfriar a temperatura ambiente en un desecador y se pesó el residuo después de la digestión. El peso del residuo de las bolsas filtro contiene celulosa, hemicelulosa y lignina.

Para calcular la cantidad de la fibra detergente neutra y ácida se hizo con la siguiente fórmula, utilizando los pesos respectivos obtenidos en cada extracción.

$$\%FDN \text{ ó } \%FDA = \frac{W3 - (W1xC1)}{W2} \times 100$$

donde:

w1= peso de la bolsa

w2= peso de la muestra.

w3= peso de la bolsa con fibra después del proceso de extracción.

C1= factor de corrección (blanco) extracción únicamente de la bolsa.

La lignina se determinó por el método de detergente ácido (ADL) mediante un incubador tipo *Daisy*. Se utilizó el residuo obtenido en la extracción FDA. El residuo completamente seco se colocó en bolsas dentro del incubador, se adicionó 500 ml de ácido sulfúrico al 72% para cubrir todas las bolsas. Se incubó durante 3 horas, después se vació el ácido sulfúrico y se lavaron las bolsas con agua destilada para remover el exceso de ácido. Se continuó con los lavados hasta que el pH alcanzó un valor neutro. Posteriormente se agregó 250 ml de acetona y se dejó reposar durante 5 minutos. Luego se evaporó el solvente para remover el agua. Las muestras se secaron a 105°C por 4 horas y se enfriaron a temperatura ambiente en un desecador, se registró su peso final.

La cantidad de cenizas en cada tratamiento se determinó colocando las bolsas con muestras remanentes de la extracción de lignina en crisoles y se calcinó a 525°C durante 3 horas, registrando la pérdida de peso por la combustión.

Para el cálculo de la ADL en porcentaje se utilizó las siguientes formulas:

$$\%ADL \text{ (as received basis)} = (W3 - (W1XC1))X100/W2$$

$$\%ADL(DM \text{ basis}) = (W3 - (W1XC1))X100/W2XDM$$

$$\%ADL = (W4 - (W1 X C2))X100/(W2 X DM)$$

donde:

W1= Peso de la bolsa

W2= Peso de la muestra

W3= Peso después del proceso de extracción.

W4= Peso de la materia orgánica (pérdida del peso por combustión de la bolsa y el residuo)

C1 = Factor de corrección

C2 = Corrección de valor de cenizas de la bolsa en la calcinación (blanco)

El porcentaje de celulosa y hemicelulosa en cada muestra se calcularon a partir de las siguientes fórmulas:

$$\% \text{ Celulosa} = \%FDA - \%lignina$$

$$\% \text{ Hemicelulosa} = \%FDN - \%FDA$$

Fraccionamiento de la materia orgánica.

Se cuantificó el contenido de carbono en las sustancias húmicas: ácidos húmicos, ácidos fúlvicos y huminas; materia orgánica fresca y carbono orgánico disuelto en muestras de mantillo y capas de fermentación (Oe y Oa). El fraccionamiento se realizó considerando la solubilidad de las fracciones separados en medios alcalino y ácido. Se pesó 1 g de muestra de mantillo y capas de fermentación por triplicado en tubos de polipropileno. La extracción se realizó adicionando 20 ml

de solución extractora de hidróxido de sodio y pirofosfato de sodio (NaOH 0.1 N y $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$) 0.1N a pH 10. Las muestras se agitaron durante 2 horas en un agitador de vaivén, posteriormente se centrifugó a 3500 rpm durante 20 minutos. Se consideró como materia orgánica fresca aquella fracción correspondiente a restos de material vegetal, la cual quedó flotando en el extracto obtenido con la mezcla de pirofosfato e hidróxido de sodio, y que se separó para su evaluación.

De la suspensión que resultó de la centrifugación se separó el sobrenadante del residuo que quedó en el fondo, que es lo que se considerará como las huminas. Éste residuo 1 de las huminas se lavó 10 veces con porciones de 10 ml de agua acidulada con HPO_3 , obteniéndose en cada lavado menores valores de conductividad eléctrica. Sin embargo, debido a las características del material, con elevada conductividad eléctrica, no se pudo obtener un valor de ésta menor a $<50 \mu\text{S m}^{-1}$ que es lo que se recomienda en la técnica. El agua acidulada resultante de los lavados de las huminas se colectó en frascos de vidrio registrando el volumen total y se determinó en éste la cantidad de carbono disuelto al cual se le denominó carbono orgánico disuelto.

El sobrenadante que corresponde a los ácidos húmicos y ácidos fúlvicos, así como el primer lavado de las huminas (1) se acidificó con ácido clorhídrico al 50%, hasta obtener un valor de pH menor a 2. Una vez alcanzado el pH se dejó reposar toda la noche en cuarto frío para la floculación de los ácidos. Al día siguiente se centrifugó la suspensión a 3500 rpm durante 20 minutos para la separación de los ácidos fúlvicos y húmicos. El sobrenadante que correspondió a los primeros, se colectó en matraces volumétricos y se aforó a 50 ml con agua destilada tipo 2. El precipitado que correspondió a los ácidos húmicos se solubilizó con NaOH 0.1 N y el líquido se colectó en matraces volumétricos que se aforaron a 50 ml.

Los huminas y la materia orgánica fresca se secaron a 60°C para la obtención de su peso. Posteriormente a estas mismas fracciones se les determinó el porcentaje de carbono total usando un analizador automático de carbono (TOC Shimadzu 5000A). Para ello se molieron las muestras de humina y materia orgánica fresca en un mortero de ágata y se tamizó a través de una malla 100. Se pesó ± 30 mg de cada muestra. Este procedimiento de medición corresponde a una combustión a 900°C . El equipo reportó los contenidos de carbono total en porcentaje.

Para determinar el porcentaje de carbono total en las fracciones orgánicas: ácido húmico, ácido fúlvico y carbono orgánico disuelto, se utilizó un analizador automático de carbono (TOC Shimadzu 5000A) que mide el carbono total en muestras líquidas. Se realizaron diluciones de los ácidos húmicos y fúlvicos (2 ml de extracto en un volumen total de 25 ml). El carbono orgánico disuelto se midió directamente en el equipo.

Análisis de espectroscopía por infrarrojo (FTIR)

Los espectros en la región del infrarrojo medio (MIR) se obtuvieron para: (a) el mantillo (Oi) del rodal con aprovechamiento en el año 1987 antes y después de incubación con equipo Oxitop, (b) el mantillo (Oi) de los tres bosques estudiados de *Pinus montezumae*, *Fagus grandifolia* y *Quercus* spp antes y después de la incubación con equipo Oxitop (c) los ácidos húmicos, fúlvicos, humina y mantillo (Oi) del rodal aprovechado en 1987 y (d) los ácidos húmicos, fúlvicos y la humina del mantillo (Oi) del bosque de *Quercus* spp.

Para preparar las fracciones de ácidos húmicos y fúlvicos después de su análisis de carbono total, ambas se secaron en una estufa a 60°C, se molieron en mortero de ágata y se pasaron por malla 100. Del material resultante se tomó una porción que se mezcló con KBr en un mortero de ágata. En una relación de 0.0010 g de muestra con 0.9990 g KBr. Las mezclas se colocaron en vasos de precipitados de 10 ml y se dejaron en una estufa a 60°C durante 12 horas y posteriormente a un desecador hasta el momento de analizarlas en el espectrofotómetro de infrarrojo Thermo Nicolet Nexus 470, equipado con un detector de DTGS KBr. Los espectros se obtuvieron en intervalos de 4000 a 400 cm^{-1} por reflectancia difusa, a 64 *scans* y una ganancia de 0.8.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Contenido de celulosa, hemicelulosa y lignina

Se presentarán los resultados correspondientes a la determinación de los contenidos de celulosa, hemicelulosa y lignina obtenidos para los rodales con aprovechamiento forestal entre 1986 y 1995 de muestras sin incubar.

Rodales con aprovechamiento forestal entre 1986 y 1995. En el Cuadro 37 se muestran los contenidos de celulosa, hemicelulosa y lignina en los rodales con manejo forestal. La celulosa

constituía entre 50 y 60%, la hemicelulosa entre 10 y 15 % y la lignina con entre el 1 y 5 % del total del peso en el mantillo y las capas de fermentación. Los contenidos de celulosa, hemicelulosa y lignina afectan la respiración de las muestras y sus tasas de descomposición (Greggio *et al.* 2007).

La concentración de celulosa fue menor en la capa de fermentación (Oa) y en el mantillo (Oi) de los rodales con un mayor tiempo transcurrido desde el aprovechamiento forestal, excepto en el caso del rodal aprovechado en 1986. Lo anterior indicaría que el tiempo transcurrido después del aprovechamiento forestal favorece la degradación de la celulosa en el mantillo Oi (más superficial) y en la capa de fermentación Oa. El contenido de celulosa de la capa Oe no presenta una tendencia clara a aumentar o disminuir conforme al tiempo transcurrido después del aprovechamiento forestal, que puede explicarse por la escasa seguridad de los límites de ésta, toda vez que la separación es cualitativa.

Cuadro 37. Contenidos de celulosa, hemicelulosa y lignina (g kg^{-1}) en muestras de mantillos y capas de fermentación de bosques con diferentes años de aprovechamiento.

Rodal	Capa	Celulosa	*DE	Hemicelulosa	*DE	Lignina	*DE
1986	<i>Oi</i>	771 (a)	19	43 (a)	11	18 (d)	2
	<i>Oe</i>	682 (b)	33	67 (c)	39	30 (c)	1
	<i>Oa</i>	680 (b)	24	64 (d)	37	23 (d)	3
1987	<i>Oi</i>	641 (c)	32	136 (a)	31	17 (d)	1
	<i>Oe</i>	458 (d)	3	64 (d)	19	96 (a)	10
	<i>Oa</i>	371(e)	8	85 (c)	24	91 (a)	17
1988	<i>Oi</i>	641 (c)	21	88 (c)	1	15 (d)	2
	<i>Oe</i>	625 (c)	29	65 (c)	16	30 (c)	2
	<i>Oa</i>	452 (d)	0.6	53 (c)	9	74 (a)	11
1993	<i>Oi</i>	625 (c)	21	112 (a)	22	1 (f)	0.7
	<i>Oe</i>	625 (c)	8	90 (c)	1	14 (d)	3
	<i>Oa</i>	503 (c)	10	130 (b)	12	29 (c)	4
1995	<i>Oi</i>	581 (c)	9	121 (a)	7	6 (e)	1
	<i>Oe</i>	556 (c)	13	108 (a)	11	18 (d)	2
	<i>Oa</i>	530 (d)	17	31 (e1)	3	50 (b)	2

Medias con misma letra no son significativas P 0.05 prueba de Tukey. *DE =Desviación estándar

La concentración de hemicelulosa no presenta una tendencia clara a aumentar o disminuir en las capas de fermentación Oa y Oe, ni en el mantillo (Oi), como consecuencia del tiempo transcurrido después del aprovechamiento forestal de los rodales estudiados.

Los concentración de lignina en las muestras de los sitios con distintos años de aprovechamiento, muestra que la cantidad de ésta en el mantillo (Oi) no varía, excepto en la capa Oi del rodal aprovechado en 1995, lo que indicaría que el tiempo transcurrido desde el aprovechamiento forestal tiene poco o ningún efecto sobre la concentración ésta. Las altas concentraciones de nitrógeno pueden inhibir la descomposición de lignina, debido a que en las primeras etapas de descomposición es más rápido el desarrollo de microorganismos que de hongos que descomponen la lignina. En tanto que en las capas de fermentación Oa y Oe no se presentó una tendencia clara al aumento o disminución de lignina por efecto del tiempo transcurrido desde el aprovechamiento forestal (Cuadro 37).

En general, la cantidad de lignina es menor en el mantillo (Oi), localizado a sobre el piso forestal que en las capas de fermentación Oe y Oa, independientemente del tiempo transcurrido desde el aprovechamiento forestal del rodal. En contraste, la celulosa y hemicelulosa, compuestos que se degradan más fácilmente, tienden a aumentar en el mantillo Oi respecto al presente en las capas de fermentación Oe y Oa. Es probable que la menor cantidad de lignina en el mantillo (Oi) se deba a una menor degradación en éste, lo que se observa por residuos de madera no degradados (Figura 26).

Sánchez *et al* (2008) midieron la velocidad de descomposición de diferentes tipos de forrajes y concluyeron que en la descomposición de los residuos orgánicos existe un aumento en la concentración de lignina con el tiempo de descomposición. La composición química de los residuos fueron factores que determinaron la rapidez de la descomposición, donde compuestos como la lignina predominara con el tiempo de descomposición y la velocidad de descomposición se será cada vez menor.

La variabilidad en cuanto a la tendencia de las concentraciones de hemicelulosa y lignina que se observó principalmente en las capas de fermentación Oa y Oe, respecto al tiempo transcurrido después del aprovechamiento forestal, se podría explicar por la naturaleza compleja de la materia

orgánica presente en estas capas, la cual es una mezcla de residuos de vegetación arbórea de bosque mixto de *Quercus laurina* y *P. patula* con residuos de vegetación arbustiva y herbácea de otras especies. En el caso del mantillo (Oi), al presentarse sobre el piso forestal tiene una composición más homogénea por acción de los procesos de degradación menos avanzados en la misma (Figura 26).

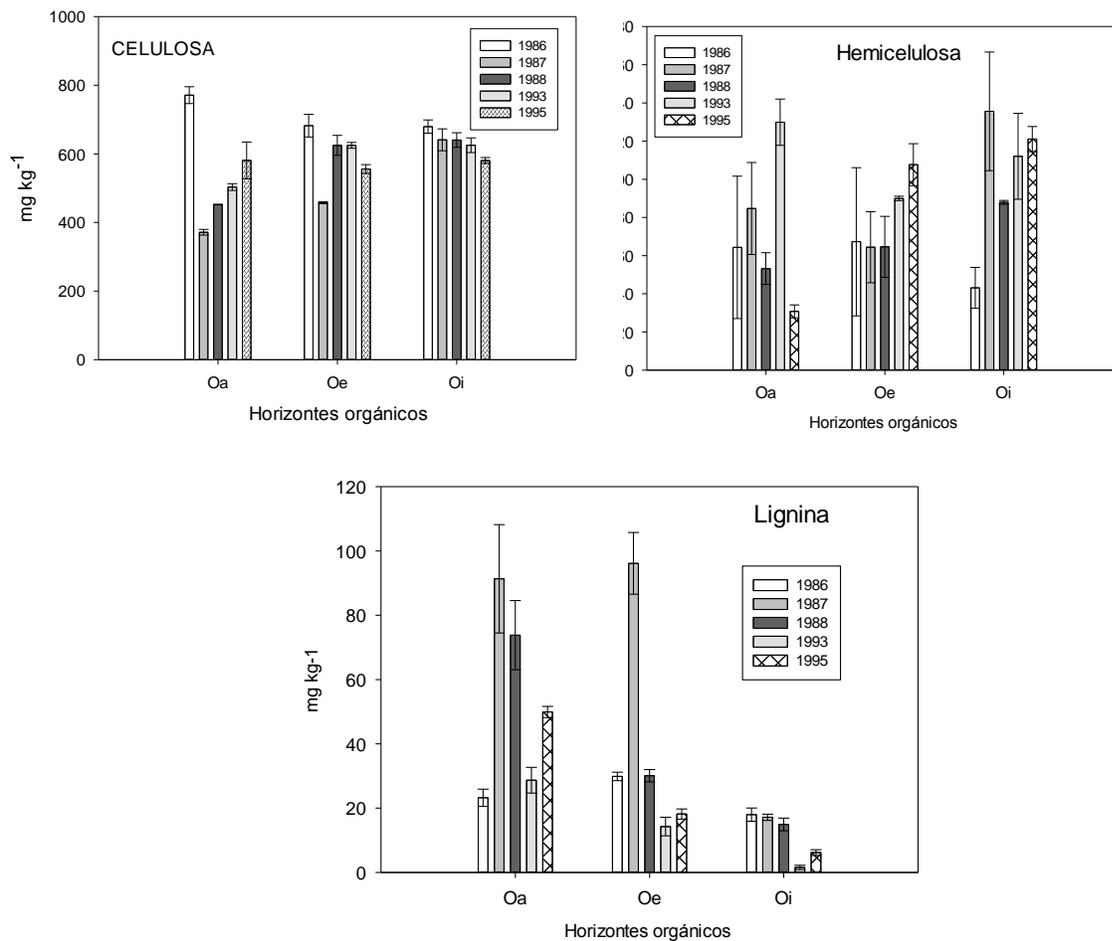


Figura 26. Contenidos de celulosa, hemicelulosa y lignina en capas orgánicas de un bosque sometido a manejo forestal con distintos años de aprovechamiento. Líneas paralelas son la desviación estándar.

En los tres tipos de bosques estudiados de *Quercus* spp, *P. montezumae* y *F. grandifolia* las concentraciones de celulosa y hemicelulosa fueron mayor en el mantillo (Oi) que en la capa de fermentación Oa (Cuadro 38). Contrariamente, la lignina presentó menor concentración en el mantillo (Oi) que en la capa de fermentación Oa (Cuadro 38) donde se observó residuos de madera, los cuales requieren un periodo más prolongado para su degradación (Osono *et al.* 2011, Hernández *et al.* 2007).

Cuadro 38. Contenido de Celulosa hemicelulosa y Lignina (mg kg⁻¹) en muestras de mantillo y capas de fermentación *Quercus* spp, *Pinus montezumae* y *Fagus grandifolia*.

Bosque	Capa	Celulosa	*DE	Hemicelulosa	*DE	Lignina	*DE
<i>Fagus grandifolia</i>	Oi	593 (ab)	9	123 (a)	8	12 (d)	2
	Oe	605 (a)	18	74 (a)	9	27 (d)	3
	Oa	485 (cd)	23	69 (a)	13	92 (c)	7
<i>Pinus montezumae</i>	Oi	590 (a)	23	121 (a)	16	22 (d)	5
	Oa	443 (d)	14	79 (a)	23	120 (b)	16
<i>Quercus</i> spp	Oi	526 (bc)	4	89 (a)	1	12 (d)	8
	Oa	116 (e)	14	74 (a)	20	318 (a)	15

Medias con misma letra no son significativas P 0.05 prueba de Tukey. *DE =Desviación estándar

En la Figura 27 se puede observar las tendencias en la variación de las concentraciones de celulosa, hemicelulosa y lignina para los tres tipos de bosques estudiados. La tendencia de los contenidos de celulosa, hemicelulosa y lignina es la misma sin importar el tipo de bosque, sin embargo, las variaciones que se encuentran se deben principalmente a las diferentes características de los residuos orgánicos presentes en el mantillo y capas de fermentación de los diferentes tipos de bosques.

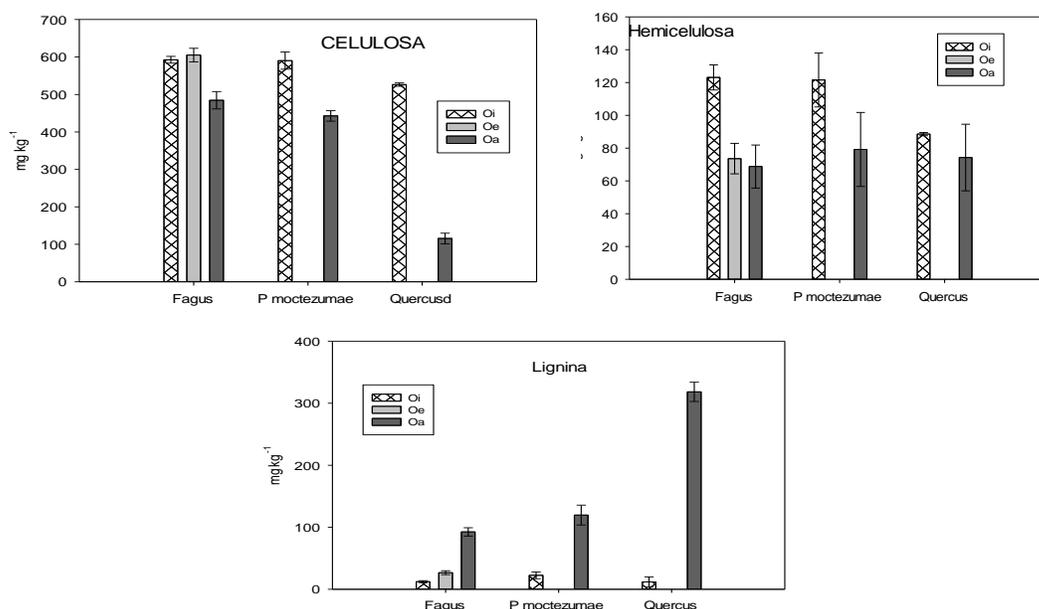


Figura 27. Contenidos de Celulosa, hemicelulosa y lignina en horizontes orgánicos de tres diferentes bosques.

Fraccionamiento de materia orgánica

Se presentarán los resultados correspondientes al fraccionamiento de la materia orgánica provenientes del mantillo (Oi) y de las capa de fermentación (Oe) y (Oa) de los cinco rodales estudiados con años de aprovechamiento de 1986 a 1995. También se realizó el fraccionamiento de la materia orgánica en el mantillo (Oi) y la capa de fermentación Oa de los tres tipos de bosques estudiados de *Quercus* spp, *P. montezumae* y *F. grandifolia*.

Rodales con año de aprovechamiento 1987 a 1995. En el Cuadro 38 se presentan las concentraciones de carbono correspondientes a la materia orgánica fresca, los ácidos húmicos, ácidos fúlvicos y huminas obtenidas para el mantillo (Oi) y las capas de fermentación Oe y Oa de los rodales con años de aprovechamiento entre 1987 y 1995.

Los resultados del Cuadro 39 muestran que para los rodales con años de aprovechamiento existen diferencias significativas en la concentración de carbono total de la materia orgánica fresca del mantillo (Oi), a excepción de los rodales de 1987 y 1988. Ésta fracción en el mantillo disminuyó a menor tiempo desde el aprovechamiento siendo más bajo en el rodal de 1995. En las capas de fermentación Oa y Oe la cantidad de carbono en la materia orgánica fresca fue menor y

disminuyó con la profundidad de las capas orgánicas con excepción del rodal de 1986 que tuvieron valores similares. En cuanto al carbono total del carbono orgánico disuelto, éste presentó concentraciones muy bajas (2.6 a 6.4 mg g⁻¹), lo cual indicaría bajas concentraciones de carbono total en soluciones lixiviadas, por lo que esta concentración es aún menor en las capas de fermentación Oa y Oe (Herbert and Bertsch, 1995).

Los ácidos húmicos y fúlvicos, se encontraron en un rango de 10 y 25 mg de C g⁻¹ de muestra. En los rodales con años de aprovechamiento desde 1986 a 1995 se observó que la concentración de carbono total en los ácidos húmicos tendió a ser mayor en la capa de fermentación Oa que en el mantillo Oi, excepto en el rodal 1986. Por el contrario, la concentración de carbono total en los ácidos fúlvicos fue mayor en el mantillo (Oi) que en las capa de fermentación Oa, con excepción del rodal con año de aprovechamiento en 1987 (Cuadro 39). Como resultado del tiempo transcurrido desde el aprovechamiento forestal, la concentración de carbono total tendió a aumentar en los ácidos húmicos del mantillo (Oi), en tanto que en la capa de fermentación Oa la concentración de carbono total no presentó una tendencia clara al aumento o disminución. No se observó una tendencia clara al aumento o disminución del carbono total en los ácidos fúlvicos como producto del tiempo transcurrido desde su aprovechamiento forestal.

De las tres fracciones separadas de la materia orgánica, la humina fue la que presentó una mayor concentración de carbono total, independientemente del tiempo transcurrido desde el aprovechamiento forestal. Lo cual indica que la mayoría de carbono se encuentra formando asociaciones con la fracción mineral del suelo. Se observó una mayor concentración de carbono total en humina de la capa de fermentación Oa que del mantillo (Oi). Tampoco en el caso de las humina es clara la influencia del tiempo transcurrido desde el aprovechamiento forestal sobre el aumento o disminución del carbono total en esta fracción.

Cuadro 39. Contenido de carbono (mg g^{-1}) en distintas fracciones orgánicas de mantillo y capas de fermentación de rodales aprovechados en diferentes años.

Año		Hn		COD		FA		HA		MOF	
		mg g^{-1}	¥DE								
1986	<i>Oi</i>	277 (i)	17	5 (b)	0.2	16 (b)	0.2	16 (b)	0.6	38 (a)	1
	<i>Oe</i>	335 (d)	17	3 (d)	0.2	11 (h)	0.5	12 (d)	0.4	18 (f)	23
	<i>Oa</i>	376 (b)	14	3 (e)	0.2	10 (i)	0.3	11 (e)	1.0	18 (f)	1
1987	<i>Oi</i>	235 (c)	8	6 (a)	0.2	18 (a)	0.1	14 (c)	1.0	34 (b)	4
	<i>Oe</i>	335 (d)	0	3 (d)	0.5	12 (g)	0.4	15 (c)	1.4	31 (c)	0
	<i>Oa</i>	344 (h)	17	4 (c)	0.0	19 (a)	1.1	27 (a)	5.1	18 (f)	18
1988	<i>Oi</i>	295 (e)	39	5 (c)	2.6	18 (a)	0.7	16 (b)	0.4	34 (b)	15
	<i>Oe</i>	325 (f)	7	3 (d)	0.1	15 (c)	0.2	15 (c)	0.5	16 (f)	1
	<i>Oa</i>	327 (g)	10	3 (d)	0.4	14 (c)	1.3	16 (b)	0.4	14 (g)	0
1993	<i>Oi</i>	378 (a)	15	5 (b)	0.1	14 (d)	0.5	9 (d)	1.0	30 (c)	0
	<i>Oe</i>	353 (c)	11	6 (a)	0.2	12 (f)	0.4	10 (d)	1.2	20 (e)	4
	<i>Oa</i>	364 (c)	22	3 (e)	0.0	14 (d)	1.1	16 (b)	0.7	14 (g)	0
1995	<i>Oi</i>	359 (c)	11	6 (a)	0.0	19 (a)	1.1	11 (e)	1.1	25 (d)	0
	<i>Oe</i>	376 (b)	18	4 (d)	0.0	13 (e)	0.3	12 (d)	0.2	19 (e)	2
	<i>Oa</i>	371 (c)	1	3 (d)	0.3	12 (e)	0.4	11 (d)	0.4	17 (f)	0

**Medias con misma letra no son significativas P 0.05 prueba de Tukey. ¥DE= Desviación estándar.

Hn= Huminas COD=carbono orgánico disuelto. AF=ácidos fúlvicos. AH= ácidos húmicos. MOF=materia orgánica fresca

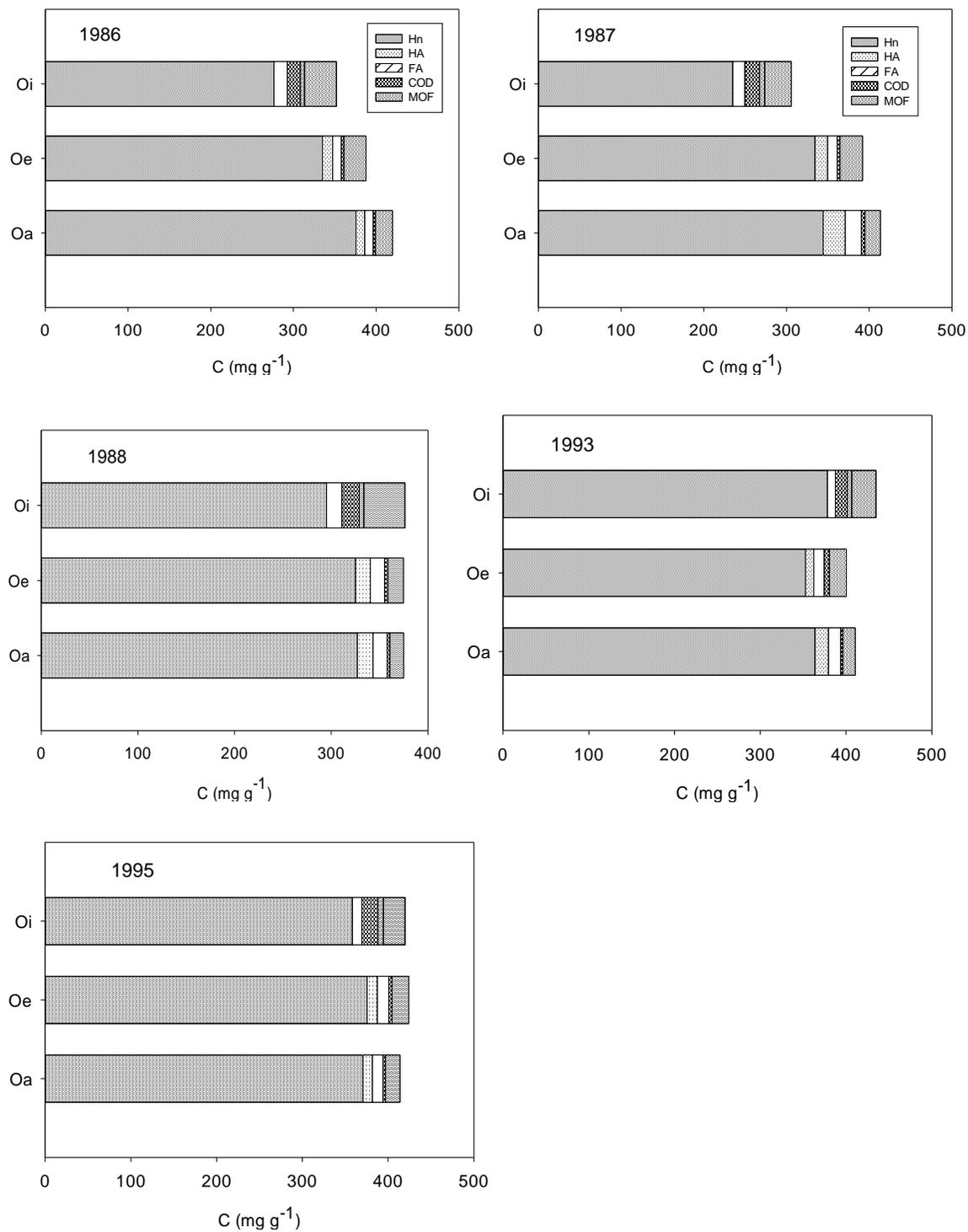


Figura 28. Contenido de carbono en los distintos fracciones de la materia orgánica: Hn: huminas, HA: ácidos húmicos, HF: ácidos fúlvicos, COD: carbono orgánico disuelto, MOF: materia orgánica fresca. En bosque sometido a manejo forestal.

Fraccionamiento de la materia orgánica en tres tipos de bosques

La materia orgánica fresca disminuyó con la profundidad, siendo menor la cantidad de esta fracción orgánica en las capas de fermentación más descompuesta (Oa). En el valor de los tres tipos de bosques estudiados hubo diferencias significativas entre el mantillo y capas de fermentación a excepción de las capas de fermentación Oa del bosque de *P. montezumae* y *F. grandifolia*. El carbono orgánico disuelto disminuyó con la descomposición, siendo mayor en el mantillo que en las capas de fermentación, existiendo similitudes entre las muestras de *P. montezumae* y *F. grandifolia*. (Cuadro 40).

Los cambios en las sustancias húmicas en los mantillos y capas de fermentación de los diferentes bosques se presentan en el Cuadro 40. Los ácidos fúlvicos en los mantillos y capas de fermentación disminuyeron con la descomposición en los bosques de *Quercus* spp y *F. grandifolia* pero en el bosque de *P. montezumae* aumentaron con la descomposición. En los bosques de *Quercus* spp, *P. montezumae* y *F. grandifolia* los ácidos húmicos, la cantidad de carbono aumentó con la descomposición de los mantillos y las capas de fermentación; se presume que por una mayor presencia de compuestos con mayor peso molecular, que son los que predominan en la materia orgánica en descomposición.

El contenido de carbono en las huminas de estos bosque, presentaron un incremento con la descomposición de su materia orgánica. El bosque de *Quercus* spp fue el tipo de bosque que tuvo un menor valor de éste en las huminas del mantillo que en este tipo de bosque presentó la mayor emisión de CO₂ durante la incubación. Si se compara la concentración de huminas de los tres tipos de bosques, el bosque de *F. grandifolia* tiene una mayor cantidad éstas que resultó estadísticamente diferentes de los otros tipos de bosque, y a su vez este mantillo presentó la emisión de CO₂ más baja durante la incubación, por lo que se puede decir, que cuando existen mayores contenidos de huminas, la emisión de CO₂ se ve disminuida (Figura 29).

Cuadro 40. Contenidos de carbono (mg g^{-1}) en fracciones orgánicas de mantillo y capas de fermentación bosques de *Quercus* spp, *Pinus montezumae*, *Fagus grandifolia*.

		Hn		COD		FA		HA		MOF	
		mg g^{-1}	*DE	mg g^{-1}	DE	mg g^{-1}	DE	mg g^{-1}	DE	mg g^{-1}	DE
Q*	Oi	85 (c)**	5	11 (a)	1	20 (a)	1	4 (b)	0	33 (c)	24
	Oa	346 (a)	2	2 (d)	0	11 (d)	0	15 (f)	0	10 (g)	7
P.m.	Oi	250 (b)	28	7 (b)	1	7 (c)	2	7 (e)	1	29 (d)	18
	Oa	285 (a)	6	4 (c)	0	12 (c)	0	11 (c)	1	26 (e)	17
F	Oi	392 (a)	21	7 (b)	0	12 (c)	0	10 (d)	1	55 (a)	20
	Oe	359 (a)	8	6 (b)	1	12 (b)	1.0	9 (d)	1	41 (b)	31
	Oa	351 (a)	3	3 (e)	0	10 (d)	0	17 (a)	2	33 (e)	6

**Medias con misma letra no son significativas P 0.05 prueba de Tukey. *DE= Desviación estándar.

*Q=Quercus spp, P.m.=Pinus montezumae, F=Fagus grandifolia

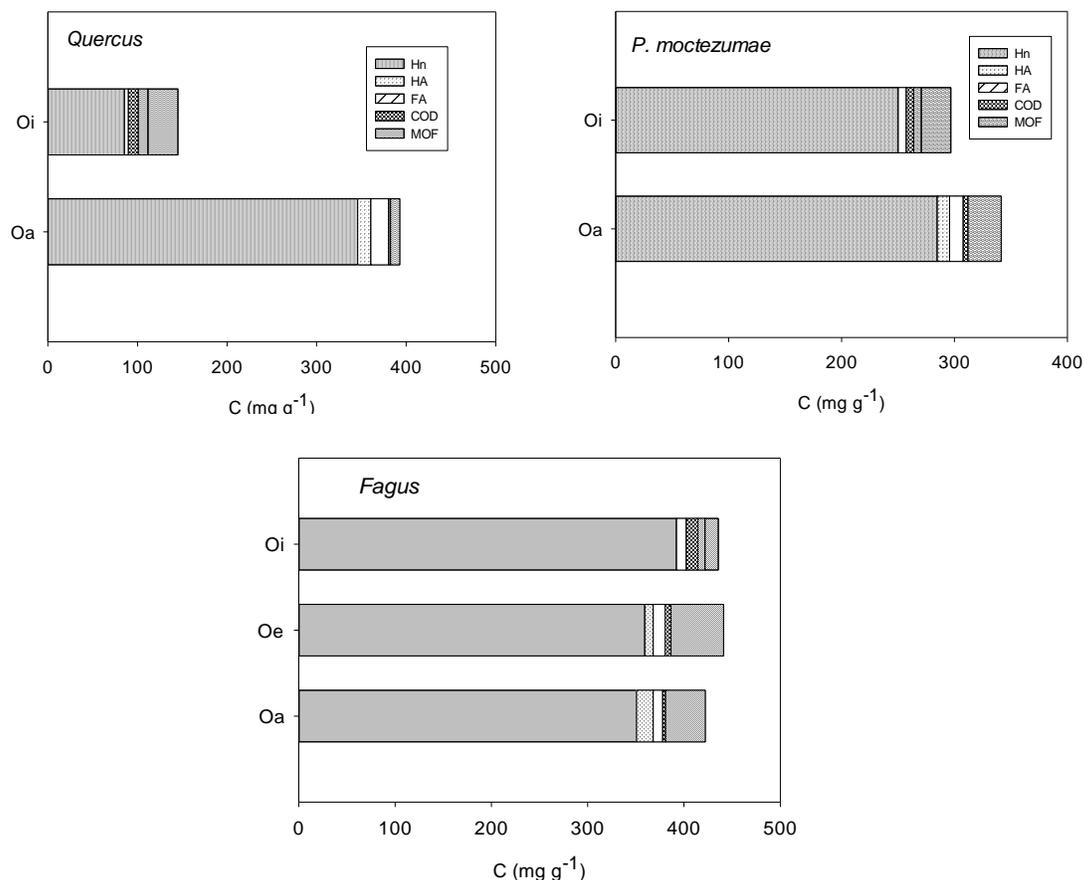


Figura 29. . Contenido de carbono en las distintas fracciones de materia orgánica: Hn: huminas, HA: ácidos húmicos, HF: ácidos fúlvicos, COD: carbono orgánico disuelto, MOF: materia orgánica fresca. En bosques de *Quercus* spp, *Pinus montezumae*, *Fagus grandifolia*

Descripción de los espectros FTIR de las capas Oi de rodales con distinto tiempo de aprovechamiento.

Con objeto de definir el efecto que tiene el tiempo que ha permanecido el mantillo (capa Oi) en el piso forestal sobre la calidad de la materia orgánica de la capa Oi se compararon los espectros FTIR de las capas Oi de los años de aprovechamiento 1987 y 1995 antes y después de incubar. En el Cuadro 41, se presentan las bandas identificadas en los espectros FTIR de las capas Oi para los rodales con año de aprovechamiento 1987 y 1995.

Cuadro 41. Bandas de absorción de grupos funcionales de capas Oi de los rodales de *P. moctezumae* aprovechados en 1987 y 1995.

Número de onda (cm ⁻¹)	Compuesto/vibración del grupo funcional	Capa Oi
3407-3427	H y O-H stretching de los ác. carboxílicos (COOH) o fenólicos, N-H de amidas	1987 ^{a,d} , 1995 ^{a,d}
2925- 2927	C-H stretching de compuestos alifáticos asimétricos	1987 ^{a,d} , 1995 ^{a,d}
2858-2860	C-H stretching de compuestos alifáticos simétricos de -CH ₂ -	1987 ^{a,d} , 1995 ^{a,d}
1732-1733	C=O de carbonilo de ác. carboxílicos COOH, conjugados con dobles enlaces o anillos aromáticos	1987 ^{a,d} , 1995 ^{a,d}
1626-1630	C-O stretching de COO ⁻ y C=C de C=C conjugados y H-amida	1987 ^{a,d} , 1995 ^{a,d}
1512	C=C de esqueletos aromáticos, lignina, N-O stretching	1987 ^{a,d} , 1995 ^{a,d}
1452-1456	C-H y N-H de amidas II, C-H de bending de alifáticos	1987 ^{a,d} , 1995 ^{a,d}
1374-1377	C-H bending de cadenas de alifáticos (-CH ₃) y C-O de (COO ⁻)	1987 ^{a,d} , 1995 ^{a,d}
1234	C-O stretching de aryl ether, -OH deformación de grupos – COOH y C-O stretching	1995 ^{a,d} ,
1064-1092	O-H de deformación, C-O stretching alifáticos de alcoholes secundarios y polisacáridos, <u>carbohidratos?</u> , Si-O de compuestos minerales (suelo)	1987 ^{a,d} , 1995 ^{a,d}
800-797	C-H cadenas alifáticas, C-O, C-C, C-N, <u>carbohidratos</u> , Fe-Si-O, Al-O-Si	1987 ^{a,d} ,
603-470	Compuestos minerales	1987 ^{a,d} , 1995 ^{a,d}

a, d: antes y después de la incubación;

Los espectros FTIR de las capas Oi de ambos rodales de *P. patula* (aprovechados en 1987 y 1995) se muestran en el Cuadro 41. En general, las bandas identificadas se reportan antes de incubación y después de que el material fue incubado. En el rodal aprovechado en 1987, se observó un efecto en el tamaño de algunas bandas debido a la incubación; nos referimos a 2926 cm⁻¹ y 1627 cm⁻¹ que aparentemente son más largas que antes de incubar, lo que

indicaría que la incubación habría tenido un efecto sobre la cantidad de grupos alifáticos y aromáticos presentes, los cuales presentarían una menor proporción (Figura 30)

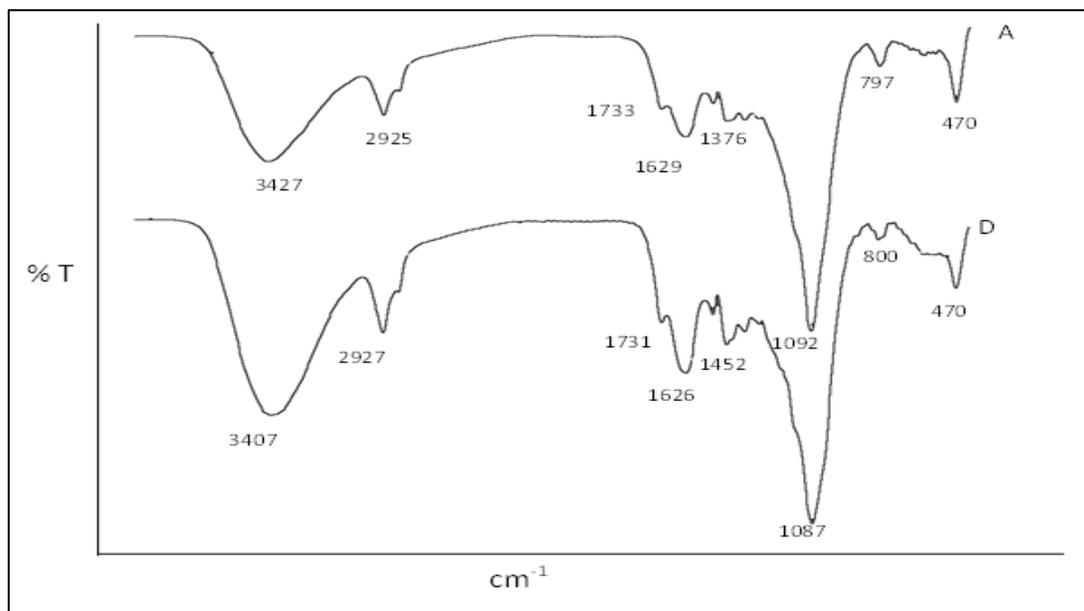


Figura 30. Capa Oi del rodal de *P. patula* aprovechado en 1987 antes (A) y después (D) de incubar en el OxiTop.

Si se comparan los espectros FTIR de los 2 años de aprovechamiento (Cuadro 41) con los de la Figura 31, se observa que las bandas en el caso del rodal 1995 son más largas que las del rodal 1987, lo que indica que hay mayor cantidad de materia orgánica. El carbono total de las capas Oi de ambos rodales fue 492 g C kg⁻¹ para la Oi del rodal 1987 y 502 g C kg⁻¹ para la de 1995 lo cual no representa una diferencia significativa.

En la capa Oi del rodal de *P. patula* aprovechado en 1995 se observa una banda a 1234 cm⁻¹ que no está presente en el espectro de la capa Oi del rodal 1987. Esta banda corresponde a los enlaces C-O aromático, lo que indicaría que en la capa Oi del rodal 1995 hay mayor cantidad de compuestos aromáticos que en la capa Oi del rodal 1987 donde las bandas entre 800-797 cm⁻¹ se asocian a C-H, cadenas alifáticas y enlaces del tipo C-O, C-C, C-N. De acuerdo con el fraccionamiento de la materia orgánica, la capa Oi del rodal 1995 presentó mayor cantidad de carbono en huminas (359 mg C g⁻¹) que en la capa Oi del rodal 1987 (235 mg C g⁻¹). Otra diferencia entre ambas capas es el menor contenido de lignina

en la capa Oi del rodal 1995 (6 g kg^{-1}) respecto a la capa Oi del rodal 1987 (17 g kg^{-1}). Esto indica que como resultado de una mayor cantidad de CO_2 emitido por la capa Oi del rodal 1995, se pierde lignina de la capa Oi y quedan las huminas que son compuestos aromáticos de mayor estabilidad.

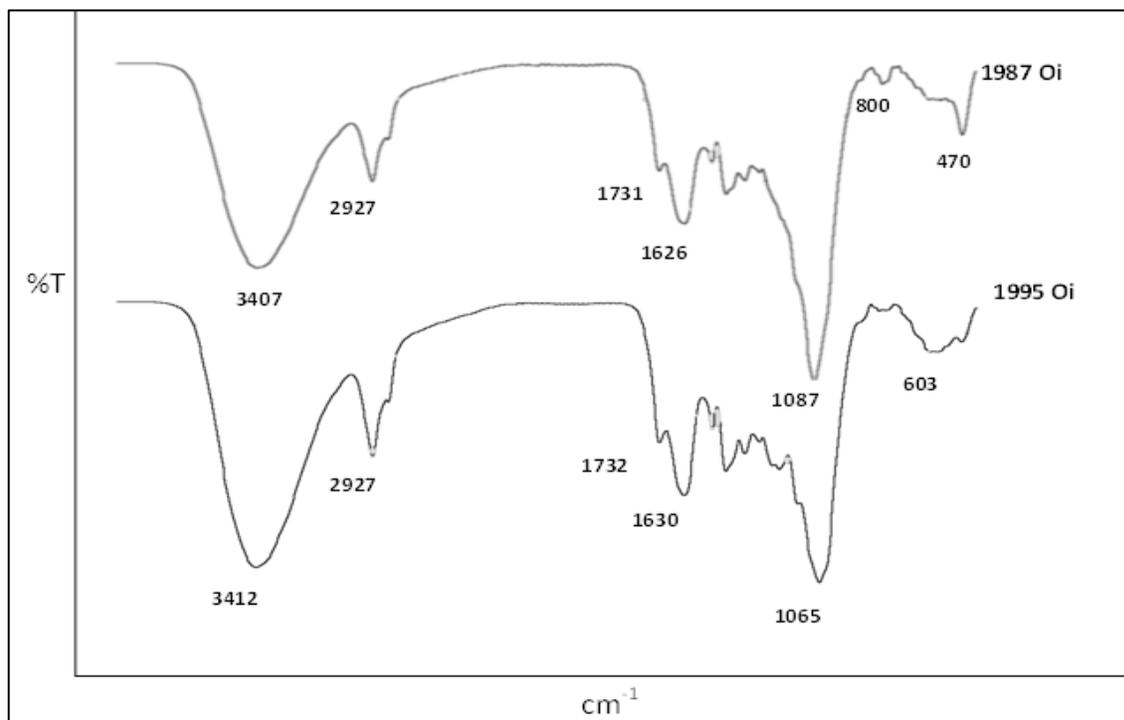


Figura 31. Espectros FTIR de la capa Oi de los rodales de *P. montezumae* aprovechados en 1987 y 1995 después de la incubación en el OxiTop.

Espectros fracciones húmicas de las capas Oi de los rodales con año de aprovechamiento 1987.

Con objeto de estudiar con mayor detalle la naturaleza de la materia orgánica de las capas Oi se obtuvo los espectros FTIR para los ácidos húmicos, ácidos fúlvicos y huminas de las mismas, para las muestras de *P. patula* colectadas en el bosque aprovechado en 1987. Se seleccionó este rodal porque tuvo una mayor diferencia en los contenidos de huminas entre las capas orgánicas en este rodal y por presentar una menor emisión de CO_2 . En la Figura 32, se presentan los espectros FTIR de las tres fracciones separadas de la materia orgánica.

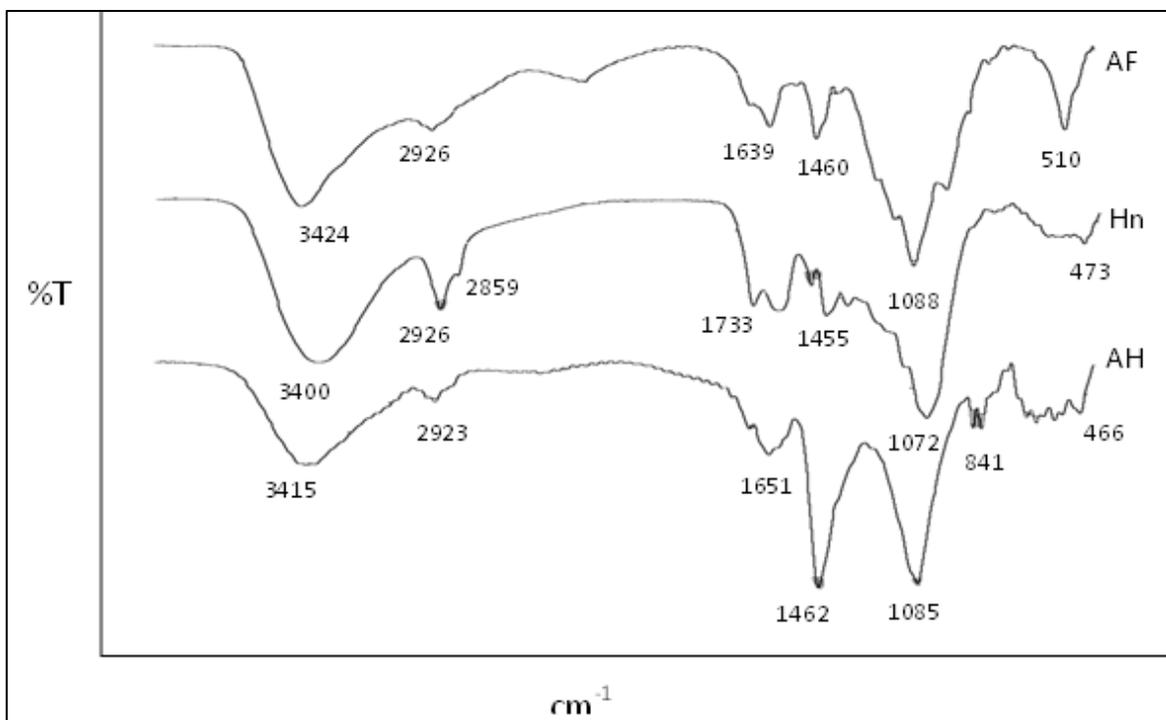


Figura 32. Espectros FTIR para las fracciones ácido húmico (AH), ácido fúlvico (AF) y huminas (Hn) de la capa Oi del rodal de *P. patula* aprovechado en 1987.

En el Cuadro 42 se presentan las bandas identificadas para en los espectros FTIR de los ácidos húmicos extraídos de la muestra del rodal de *P. patula* aprovechada 1987. Existen diferencias en cuanto a las bandas identificadas para las fracciones de ácidos húmicos, fúlvicos y huminas de la capa Oi de este rodal. En general, las tres fracciones estudiadas presentan las mismas bandas, alrededor de 3400 cm^{-1} (H y O-H stretching de los ácidos carboxílicos (COOH) fenólicos, N-H de amidas), $2923\text{-}2926\text{ cm}^{-1}$ (C-H stretching de compuestos alifáticos asimétricos), $1713\text{-}1733\text{ cm}^{-1}$ (C=O stretching de carbonilo de ácidos carboxílicos, conjugados con dobles enlaces o anillos aromáticos), $1639\text{-}1651\text{ cm}^{-1}$ (C-O stretching de COO^- , C=C aromático, C=O enlazado a H conjugado con carbonilo y COO^- y H- amida), $1456\text{-}1462\text{ cm}^{-1}$ (C-H alifáticos de deformación de CH_3 y CH bending de CH_2), $1072\text{-}1088\text{ cm}^{-1}$ (C-O stretching alifáticos de alcoholes secundarios y polisacáridos, Si-O de compuestos minerales (suelo). Sin embargo existen algunas diferencias.

Cuadro 42. Bandas de absorción de grupos funcionales de ácidos húmicos, fúlvicos y huminas de la capa Oi del rodal de *P. patula* aprovechado en 1987

Número de onda (cm-1)	Compuesto/vibración del grupo funcional	Fracción
3415-3423	Enlaces H y O-H stretching de los ác. carboxílicos (COOH) o fenólicos, N-H de amidas	AH, AF,
3399	O-H stretching de los ác. carboxílicos (COOH), N-H de aminas	Hn
2923-2926	C-H stretching de compuestos alifáticos asimétricos	AH, AF, Hn
2859	C-H stretching de compuestos alifáticos simétricos de -CH ₂ -	Hn
2300??	Enlaces con N	AF
1713-1733	C=O stretching de carbonilo de ác. carboxílicos COOH, conjugados con dobles enlaces o anillos aromáticos	AH, AF, Hn
1639-1651	C-O stretching de COO ⁻ , C=C aromático, C=O enlazado a H conjugado con carbonilo y COO ⁻ y H-amida	AH, AF, Hn
1513	C=C de anillos aromáticos (lignina), N-O stretching	Hn
1456-1462	C-H alifáticos de deformación de CH ₃ y CH bending de CH ₂	AH, AF, Hn
1374	C-H bending de cadenas de alifáticos (-CH ₃) y C-O de (COO ⁻)	Hn
1228	Hombro de C-O stretching de aryl ether, -OH deformación de grupos -COOH y C-O stretching,	AF
1161	OH alifático	
1072-1088	O-H de deformación, C-O stretching alifáticos de alcoholes secundarios, polisacáridos, <u>carbohidratos</u> , Si-O de compuestos minerales (suelo)	AH, AF, Hn
963, 876	C-H aromáticos fuera del plano, bandas de carbohidratos?, Fe-Si-O,	AF
874-670	C-H bending de anillos aromáticos, Al-O-Si	AH
466-700	bandas de deformación probables aminas secundarias	AH
465-472	Compuestos minerales	Hn

AH=ácidos húmicos. AF= ácidos fúlvicos. Hn= huminas

Aunque la banda a 2926 cm⁻¹ (C-H stretching de compuestos alifáticos -CH₂- y -CH₃) es mayor en las huminas que en ácidos húmicos y fúlvicos, la correspondiente a 1462 cm⁻¹ también asociada a los C-H alifáticos, es mayor en estos últimos, lo que indicaría que esta fracción presenta menor proporción de compuestos alifáticos que las fracciones húmica y fúlvica. La banda a 1460 cm⁻¹ (C-H alifáticos de deformación de CH₃ y CH bending de CH₂) de ácido fúlvico es menor a la correspondiente en los ácidos húmicos. Todo ello indicaría más compuestos alifáticos en ácidos húmicos que en ácidos fúlvicos. Aparentemente hay más señales asociadas a compuestos aromáticos y grupos carboxílicos (aldehídos aromáticos), así como a estructuras que presentan nitrógeno en los ácidos fúlvicos de este rodal.

Las estructuras aromáticas en las huminas se manifiesta por las bandas 1629 cm^{-1} y 1513 cm^{-1} (C=C de esqueletos de anillos aromáticos); la segunda sólo presente en el espectro de las huminas y muy débilmente en el mantillo (Oi) sin fraccionar, pero no está presente en los espectros de ácidos húmicos y fúlvicos. El carácter carboxílico de las huminas se manifiesta fuertemente por la banda aprox. 1730 cm^{-1} , la ue es mayor en las huminas que en los ácidos húmicos y fúlvicos.

En conclusión, en el rodal aprovechado en 1987 todas las fracciones de la materia de la capa Oi, a saber ácidos húmicos, fúlvicos y huminas presentan una mezcla de compuestos alifáticos y aromáticos. Sin embargo, el contenido de compuestos alifáticos aumenta en el siguiente orden: ácidos húmicos > fúlvicos > huminas, siendo por tanto estas últimas las que presentan mayor grado de aromaticidad y compuestos carboxílicos. Una mayor cantidad de compuestos aromáticos en huminas indicaría que éstas son estructuras más complejas y estables que los ácidos húmicos y fúlvicos.

Descripción de los espectros FTIR de las capas Oi de bosques de distintas especies forestales.

Con objeto de definir si existía una diferencia en cuanto a la calidad de la materia orgánica y sus fracciones en las capas Oi de los bosques con distintas especies, se obtuvieron los espectros FTIR de cada capa Oi de los bosques de *P. montezumae*, *F. grandifolia* y *Quercus* spp. Las bandas de absorción que se registraron en los espectros FTIR de las capas Oi de los tres tipos de bosque *P. montezumae*, *F. grandifolia* y *Quercus* spp se presentan en el Cuadro 43.

Los espectros FTIR para la capa Oi de los bosques de *F. grandifolia* y *Quercus* spp (antes y después de incubación) son muy parecidos pero ambos difirieron del espectro FTIR de la capa Oi del bosque de *P. montezumae* (antes y después de incubación).

Cuadro 43. Bandas de absorción de grupos funcionales de capa Oi de tres tipos de bosque *Pinus montezumae*, *Fagus grandifolia* y *Quercus* spp.

Número de onda (cm ⁻¹)	Compuesto/vibración del grupo funcional	Capa Oi
3406-3422	O-H stretching de los ác. carboxílicos (COOH), N-H de aminas	Q ^{a,d} , F ^{a,d} , P ^{a,d}
2922- 2926	C-H stretching de compuestos alifáticos asimétricos	Q ^{a,d} , F ^{a,d} , P ^{a,d}
2852-2859	C-H stretching de compuestos alifáticos simétricos	Q ^{a,d} , F ^{a,d}
1733-1736	C=O de carbonilo de ác. carboxílicos, conjugados con dobles enlaces o anillos aromáticos	Q ^{a,d} , F ^{a,d} , P ^{a,d}
1621-1629	C-O stretching de COO ⁻ y C=C de C=C conjugados y C-N aminas	Q ^{a,d} , F ^{a,d} , P ^{a,d}
1512-1513	C=C de esqueletos aromáticos (lignina), N-O stretching	Q ^{a,d} , F ^{a,d}
1453-1457	C-H y N-H de amidas II, C-H de bending de alifáticos	Q ^{a,d} , F ^{a,d} , P ^{a,d}
1376-1384	C-H bending de cadenas de alifáticos (-CH ₃) y C-O de (COO ⁻)	Q ^{a,d} , F ^{a,d} , P ^{a,d}
1318	N-O	Q ^{a,d}
1088-1094	C-O stretching alifáticos de alcoholes secundarios y polisacáridos, Si-O de compuestos minerales (suelo)	Q ^{a,d} , F ^{a,d} , P ^{a,d}
781-798	C-H cadenas alifáticas, C-O, C-C, C-N	Q ^{a,d} , F ^{a,d} , P ^{a,d}
466-472	Compuestos minerales	Q ^{a,d} , F ^{a,d} , P ^{a,d}

Q: Quercus, F: Fagus, P: Pinus montezumae; a, d: antes y después de la incubación;

Las diferencias en los espectros FTIR de la capa Oi de los bosques de *F. grandifolia* y *Quercus* spp fueron: (a) la banda 318 cm⁻¹ asociada al enlace N-O que se sólo se observó en el bosque de *Quercus* spp, pero no en la capa Oi del bosque de *F. grandifolias* (antes de incubación) y (b) las banda aproximadamente 1622 cm⁻¹ (C-O stretching de COO⁻ y C=C de C=C conjugados y C-N aminas) y a 1453-1456 cm⁻¹ (C-H y N-H de amidas II, C-H de bending de alifáticos) que son más largas para la capa Oi de *Quercus* spp respecto a las mismas en el espectro de *F. grandifolia* (antes de incubación). La presencia de la banda 1318 cm⁻¹ en *Quercus* spp se asocia a un bajo contenido de celulosa pero principalmente de hemicelulosa (89 g kg⁻¹). El mayor tamaño de las bandas se asocia con mayores relaciones C/N (52) y lignina/N (1) de la capa Oi del bosque de *Quercus* spp, con respecto a lo obtenido para esas relaciones: C/N (42) y lignina/N (igual a cero) en la capa Oi del bosque de *F. grandifolia*. También se asocia con contenidos más bajos de carbono, celulosa, hemicelulosa en la capa Oi del bosque de *Quercus* spp (448, 526 y 89 g kg⁻¹, respectivamente), respecto a la misma capa Oi del bosque de *F. grandifolia* (497, 593 y 123 g kg⁻¹, respectivamente) (Figura 33).

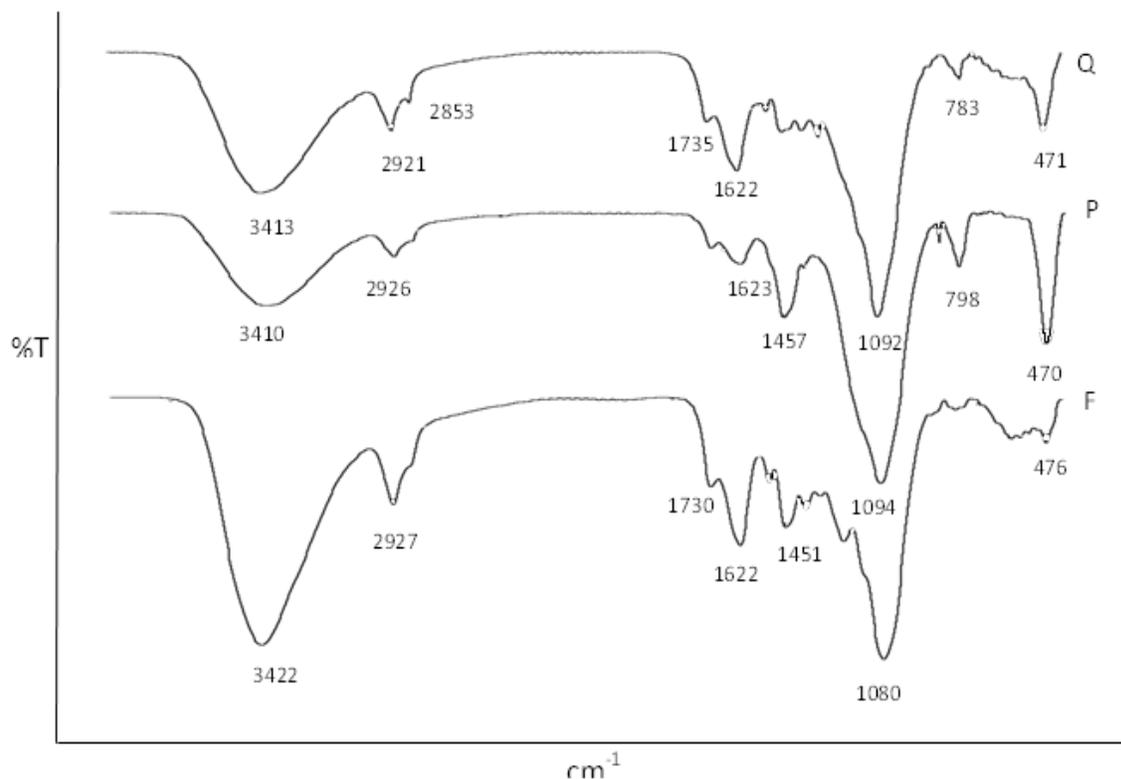


Figura 33. Espectros de FTIR de la capa Oi de los bosques de *Quercus* spp (Q), *Fagus grandifolia* (F) y *Pinus montezumae* (P) después de incubación.

La capa Oi del bosque de *P. montezumae* (antes y después de incubación), presenta un espectro con menor número de bandas que las capas Oi de los bosques de *Quercus* spp y *F. grandifolia* (Figura 33). La principal diferencia del espectro de Oi del bosque de *P. montezumae* con la capa Oi de *Quercus* spp y *F. grandifolia* fue que el primero no presenta las bandas 2852-2859 cm^{-1} (enlaces CH de compuestos alifáticos simétricos), ni 1512-1513 cm^{-1} que corresponden a los esqueletos aromáticos C=C. Estas señales son indicativas de un mayor contenido de lignina en la capa Oi del bosque de *P. montezumae* (22 g kg^{-1}) respecto a esta misma capa en los bosques de *Fagus grandifolia* y *Quercus* spp (12 g kg^{-1} en ambos casos). Al igual que en la capa Oi del bosque de *F. grandifolia*, en el caso del bosque de *P. montezumae* el espectro FTIR de la capa Oi tampoco presentó la banda a 1318 cm^{-1} asociada a los enlaces N-O. Esta banda en la capa Oi del bosque de *Quercus* spp se

asocia a un menor contenido de C en huminas (86 mg C g^{-1}) y de ácidos húmicos (4 mg C g^{-1}) y mayor carbono en fracción de los ácidos fúlvicos (20 mg C g^{-1}).

Espectros fracciones húmicas de las capas Oi.

Con objeto de definir las diferencias en los espectros FTIR de las fracciones ácidos húmicos, fúlvicos y huminas, únicamente se analizó la capa Oi de bosque de *Quercus* spp por ser la muestra con una mayor emisión de CO_2 . Se obtuvieron los espectros respectivos. En la Figura 34 se presentan los espectros FTIR de las fracciones de ácidos húmicos, ácidos fúlvicos y huminas. Se puede observar a simple vista que existen algunas diferencias en cuanto a los espectros de las distintas fracciones.

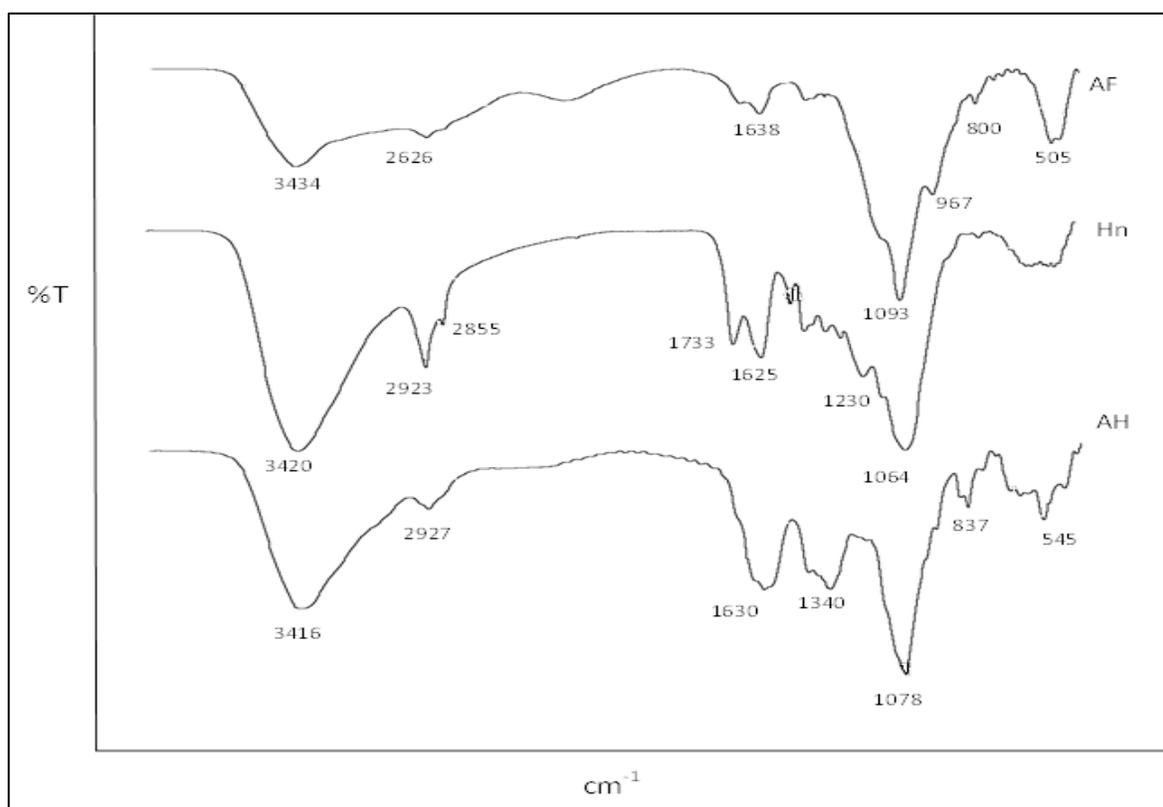


Figura 34. Espectros FTIR de las fracciones de ácidos húmicos (AH), ácidos fúlvicos (AF) y huminas (Hn) del bosque de *Quercus* spp.

En el Cuadro 44, se presentan las bandas identificadas en los espectros de las fracciones de ácidos húmicos, fúlvicos y huminas aislados de la capa Oi del bosque de *Quercus spp.*

Cuadro 44. Bandas de absorción de grupos funcionales de ácidos húmicos, fúlvicos y huminas aislados de la capa Oi de un bosque de *Quercus spp.*

Número de onda (cm ⁻¹)	Compuesto/vibración del grupo funcional	Fracción
3415-3433	O-H stretching de los ác. carboxílicos (COOH), N-H de aminas	AH, AF, HN
2923-2927	C-H stretching de compuestos alifáticos asimétricos	AH, AF, HN
1713	C=O de carbonilo de ác. carboxílicos, conjugados con dobles enlaces o anillos aromáticos	HN
1624-1638	C-O stretching de COO ⁻ , C=C conjugados y C-N aminas	AH, AF, HN
1454-1456	C-H alifáticos de deformación de CH ₃ y CH bending de CH ₂	AH, AF?, HN
1369-1374	C-H bending de cadenas de alifáticos (-CH ₃) y C-O de (COO ⁻)	AH, HN
1063-1092	C-O stretching alifáticos de alcoholes secundarios y polisacáridos, Si-O de compuestos minerales (suelo)	AH, AF, HN
961-966	C-H aromáticos	AH, AF
864-670	C-H bending de anillos aromáticos	AH, AF
505-545	bandas de deformación probables aminas secundarias	AH, AF

AH (ácidos húmicos), AF (ácidos fúlvicos), HN (huminas): se determinaron en Oi después de incubación.

Las fracciones ácidos húmicos, fúlvicos y huminas presentan una combinación de compuestos alifáticos y aromáticos. En el caso de las huminas la banda 1713 cm⁻¹ se asocia a presencia de grupos C=O de carbonilo de ácidos carboxílicos, conjugados con dobles enlaces o anillos aromáticos. En los ácidos húmicos dominan los enlaces C-H de cadenas de alifáticos (-CH₃) y grupos carbonilo, y en los ácidos fúlvicos los C-H aromáticos.

CONCLUSIONES

Hay más celulosa que hemicelulosa y lignina en el mantillo (Oi) y las capas de fermentación Oa y Oe de los rodales con mayor número de años transcurridos desde su aprovechamiento entre 1987 y 1995, así como en los tres tipos de bosques estudiados de *Quercus spp.*, *P. montezumae* y *F. grandifolia*

En los rodales aprovechados entre 1987 y 1995, el tiempo transcurrido favoreció la degradación de la celulosa en el mantillo Oi (más superficial) y la capa de fermentación Oa (más profunda). La concentración de hemicelulosa no presenta una tendencia clara a aumentar o disminuir en las capas de fermentación Oa y Oe, ni en el mantillo (Oi), como

consecuencia del tiempo transcurrido después del aprovechamiento forestal de los rodales estudiados. Tampoco hubo significativo un efecto del tiempo transcurrido desde el aprovechamiento forestal en la concentración de lignina en el mantillo (Oi).

En general, la cantidad de lignina fue menor en el mantillo (Oi) que en las capas de fermentación Oe y Oa, independientemente del tiempo transcurrido desde el aprovechamiento forestal del rodal. En contraste, la concentración de celulosa y hemicelulosa tendieron a ser mayores en las capas de mantillo Oi respecto a la cantidad presente en las capas de fermentación Oe y Oa.

En los tres tipos de bosques estudiados de *Quercus spp*, *P. montezumae* y *F. grandifolia* las concentraciones de celulosa y hemicelulosa fueron mayor en el mantillo (Oi) que en la capa de fermentación Oa. Contrariamente la lignina presentó menor concentración en el mantillo (Oi) que en la capa de fermentación Oa.

Los resultados muestran que existen mayores cantidades de celulosa en el mantillo (620 mg kg⁻¹ de muestra) que en la capa de fermentación (Oa) (453 mg kg⁻¹ de muestra). La lignina se incrementó en el la capa de fermentación (Oa) (100 mg kg⁻¹ de muestra), siendo más baja en el mantillo (Oi) (13.0 mg kg⁻¹ de muestra) la descomposición. En las fracciones húmicas, existe una mayor cantidad de huminas en la capa de fermentación (Oa) (345 mg g⁻¹ muestra) que en el mantillo (283 mg g⁻¹ de muestra). Esto quiere decir que hay componentes de la materia orgánica con estructuras químicas más complejas y de mayor peso molecular como las ligninas y las huminas que retardan la descomposición de la materia orgánica, haciendo que ésta sea más estable y se pierda menos carbono como CO₂ por su descomposición.

La mayor concentración de carbono en la materia orgánica fresca de la capa de mantillo (Oi) explica que la emisión de CO₂ proveniente de esta capa sea mayor a la de la capa de fermentación Oa, independientemente de los años transcurridos después del aprovechamiento forestal. La materia orgánica fresca que corresponde a la fracción más fácilmente degradable es la que contribuye principalmente al CO₂ atmosférico proveniente de la degradación de la materia orgánica en sistemas forestales como los estudiados.

Tanto en el mantillo (Oi) como en la capa de fermentación Oa, el carbono se concentra principalmente en la fracción de las huminas. Sin embargo, éstas son más abundantes en la capa de fermentación Oa que en el mantillo (Oi).

La capa de mantillo (Oi) se caracteriza por presentar una mayor concentración de carbono en la materia orgánica fresca y los ácidos fúlvicos. Una mayor cantidad de carbono en la materia orgánica fresca explica los porcentajes de carbono emitido, así como una mayor emisión de CO₂ en la incubación. Una alta emisión de CO₂ se ha asociado a una descomposición oxidativa en la que se derivan compuestos alifáticos, grupos carboxílicos y CO₂, compuestos que han sido reportados en los espectros FTIR del mantillo (Oi). Los ácidos fúlvicos corresponden a la fracción humificada más móvil formado por grupos ácidos.

En la capa de fermentación Oa el carbono forma parte principalmente de las huminas y los ácidos húmicos, ambos resultan de la mineralización de la materia orgánica y han sido considerados como materiales más resistentes a la degradación, por lo que su existencia denota un elevado estado de humificación. Los niveles altos de mineralización producto de la degradación de la materia orgánica por microorganismos inhiben la degradación de lignina en la materia orgánica particulada asociada con fracciones de arena fina en esta capa.

Con respecto al año de aprovechamiento de los rodales forestales se concluye que independientemente de los años transcurridos desde el aprovechamiento se presentan niveles bajos de mineralización (relaciones de C/N \cong 40) así como concentraciones similares de celulosa, hemicelulosa, y carbono en ácidos húmicos y fúlvicos. La diferencia más notoria entre ambos rodales (1987 y 1995) fue la cantidad de carbono en la materia orgánica fresca y las huminas, siendo mayor el carbono en la materia orgánica fresca del rodal 1986 y en las huminas del año 1995, este último año con mayor emisión de CO₂. Si se consideran dos rodales (con aprovechamiento en 1987 y en 1995), en el que ha transcurrido más tiempo desde su aprovechamiento (1987) presentó niveles de lignina mayores al de más reciente aprovechamiento, año 1995.

En conclusión, en el rodal 1987 todas las fracciones de la MO de la capa Oi, a saber ácidos húmicos y fúlvicos y huminas, presentan una mezcla de compuestos alifáticos y aromáticos. Sin embargo, el contenido de compuestos alifáticos aumenta en el siguiente orden: ácidos húmicos > fúlvicos > huminas, compuestos carboxílicos. Una mayor cantidad de compuestos aromáticos en huminas indicaría que éstas son estructuras más complejas y estables que los ácidos húmicos y fúlvicos.

LITERATURA CONSULTADA

- Acosta Y., Cayama J., Gómez E., Reyes N., Rojas D., García H. 2006. Respiración microbiana y prueba de fitotoxicidad en el proceso de compostaje de una mezcla de residuos orgánicos. *Multiciencias* 6(3):220-227.
- Aguilar A. H., Ortiz M.E., Vilchez A.B., Chadzon L.R. 2011. Biomasa sobre el suelo y carbono orgánico en el suelo en cuatro estadios de sucesión de bosques en la Península de Osa, Costa Rica. *Revista Forestal Mesoamericana Kurú* 9(22):2215-2504.
- Ahn H.K., T.L. Richard and T.D. Glanville. 2008. Optimum moisture levels for biodegradation of mortality composting envelope materials. *Waste Management* 28: 1411-1416.
- Aiken, G. R., D. M. McKnight, R.L. Wershaw and P. MacCarthy. 1985. Humic Substances in Soil, Sediment, and Water. *In: G. R. Aiken, P. MacCarthy, R.L. Malcolm and R.S. Swift (Eds.) Wiley, New York, p.1. (libro Juan Davis, Ghabbour y Khairly, 1998, pag. 2)*
- Albrechtova J., Zdenek S., Aitkenhead P. J., Lhotakova Z., Barret N. R., Jess E. A., Malenovsky Z., McDowell H. D.. 2008. Spectral analysis of coniferous foliage and possible links to soil chemistry: are spectral chlorophyll indices related to forests floor dissolved organic C and N?. *Science of the total environment* 404:424-432.
- Alhamd, L., Syoko A., Akio H. 2004. Decomposition of leaf litter of four tree species in a subtropical evergreen broad-leaved forest, Okinawa Island, Japan. *Forest Ecology and Management* 202:1-11.
- Almendros, G., Guadalix, M.E., González-Vila, F.J., Martín, F., 1996. Preservation of aliphatic macromolecules in soil humins. *Organic Geochemistry* 24, 651–659.
- Alvear M., Reyes F., Morales A., Arriagada C. and Reyes M. 2007. Actividad biológica y agregados estables al agua en dos tipos de formaciones vegetales de un bosque templado del Centro-Sur de Chile con perturbación antrópica. *Ecología Austral* 17:113-122.
- Armson K.A. 1979. Soil Organic Matter. *In: Forest soils: Properties and processes.* University of Toronto
- Artz R.R.E., Chapman S.J., Robertson A.H.J., Potts J.M., Laggoun-Defarge F., Gogo S., Comont L., Disnar J.R., Francez A.J. 2008. FTIR spectroscopy can be used as a

- screening tool for organic matter quality in regenerating cutover peatlands. *Soil Biology & Biochemistry* 40: 515–527.
- Atlas R.M y Bartha R. 2002. *Ecología microbiana y microbiología ambiental*. 4 edición Pearson Eduaction S.A. Madrid, España pp.: 386-406.
- Baéz P.A., Etchevers B. J.D., Haulon M., Werner G., Flores G., Hidalgo M.C.I., 2009. Pérdida de carbono por erosión hídrica y emisiones de CO₂ en tepetates habilitados para la agricultura. pp. 25-48. *In*: Gallardo L. J.F. (Coord.). *Emisiones de gases con efecto invernadero en ecosistemas iberoamericanos*. Red Iberoamericana de Física y Química Ambiental.
- Barrales B.E. 2010. *Análisis de la distribución temporal de variables climáticas bajo un enfoque de cambio climático*. Tesis de Licenciatura de Ingeniería en Recursos Naturales. Universidad Autónoma Chapingo 147 p.
- Barrales B.E., Estrada H.I del R., Guerrero O. P.L., Hernández L. F. J., Benedicto V. G.S. 2011. Mineralización de carbono en residuos orgánicos: relaciones e implicaciones. XXXVI Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo. 21 al 25 de Noviembre de 2011, San Francisco de Campeche, México.
- Barrena G.R. 2006. *Compostaje de residuos sólidos orgánicos. Aplicación de técnicas respirométricas en el seguimiento del proceso*. Tesis de Doctorado. Universidad Autónoma de Barcelona, Barcelona, España. 225p.
- Barrera D.M., Frangi L.J., Ferrando J.J. and Goya F.J. 2004. Descomposición del mantillo y liberación foliar neta de nutrientes de *Austrocedrus chilensis* (D. Don) Pic. Serm. Et Bizzarri en El Bolson, Rio Negro. *Ecología Austral* 14: 99-112.
- Beat Frey, Frank Hagedorn, Fulvio Giudici. 2006. Effect of girdling on soil respiration and root composition in a sweet chestnut forest. *Forest Ecology and Management* 225: 271-277.
- Beat Frey, Frank Hagedorn, Fulvio Giudici. 2006. Effect of girdling on soil respiration and root composition in a sweet chestnut forest. *Forest Ecology and Management* 225: 271-277.
- Bekku Y., Koizumi H., Oikawa T., Iwaki H.. 1999. Examination of four methods for measuring soil respiration. *Applied soil ecology* 5:247-254.
- Bernhard-Reversat F. 1998. Changes in relationships between initial litter quality and CO₂ release during early laboratory decomposition of tropical leaf litter. *European Journal Soil Biology* 34:117-122.

- Bjørnlund L, and Søren C. 2005. How does litter quality and site heterogeneity interact on decomposer food webs of a semi-natural forest?. *Soil Biology & Biochemistry* 37:203-213.
- Bockheim J.G. 1990. Forest soils. p. 86-95. *In*: Raymond A. Young y Ronald L. Giese. 1990. *Introduction to forest science* 2da edición Ed. John Wiley & Sons.
- Bonilla R., Roncallo B., Jimeno J., García T. 2008. Producción y descomposición de la hojarasca en bosques nativos y de *Leucaena sp.*, en Codazzi, Cesar. *Revista Corpoica- ciencia y tecnología agropecuaria* 9(2):5-11.
- Bremmer J.M. 1965. Total nitrogen. *In*: C.A. Black (ed). *Methods of soil analysis part 2 agronomy*. 9:1149-1178. American Society of Agronomy, Madison Wisconsin.
- Byoung-Hwa Lee and Miklas Scholz. 2007. What is the role of phragmites australis in experimental constructed wetland filters treating urban runoff?. *Ecological Engineering* 29:87-95.
- Caldato, S.L, Floss, P.A., Serafín F.E.C., 2010. Producción y descomposición de hojarasca en la selva ombrófila mixta en el sur de Brasil. *Bosque* 31(1):3-8.
- Carmona R.M., Aguilera M., Pérez A. C. and Serey I. 2006. Actividad respiratoria en el horizonte orgánico de suelos de ecosistemas forestales del centro y sur de Chile. *Gayana Bot* 63(1): 1-12.
- Chapin S.F., Matson A.P., Mooney A.H. 2002. *Principles of terrestrial ecosystem ecology*. Springer-Verlag New York.
- Chapman, S.J., Campbell C.D., Fraser A.R., Puri G.. 2001. FTIR spectroscopy of peat in and bordering scots pine woodlands: relationship with chemical and biological properties. *Soil Biology & Biochemistry* 33:1193-1200.
- Chávez V. B. M. 2010. Efecto de dos especies del género *Quercus* sobre la dinámica de C, N y P en un fragmento forestal de la Cuenca de Cuitzeo, Michoacán. Tesis de Maestría en Ciencias Biológicas. Centro de Investigaciones en Ecosistemas. Universidad Nacional Autónoma de México. 86 p.
- Cleveland C.C., Nemergut R.D., Schmidt K.S., Townsend R.A., 2007. Increases in soil respiration following labile carbon additions linked to rapid shifts in soils microbial community composition. *Biogeochemistry* 82:229-240.
- CONAFOR. 2012. Inventario nacional forestal y de suelos (INFyS) informe de resultados 2004-2009. SEMARNAT-CONAFOR. México. 173 p.

- Conte, P., Piccolo, A., 1999. Conformational arrangement of dissolved humic substances. Influence of solution composition on association of humic molecules. *Environmental Science and Technology* 33: 1682–1690.
- Cruz-Flores G. y Etchevers-Barra J.D. 2011. Contenidos de carbono de suelos someros en pinares y abetales de áreas protegidas de México. *Agrociencia* 45:849-862.
- Dai K. OH Chris E. Johnson & Charles T. Driscoll. 2001. Organic matter chemistry and dynamics in clear-cut and unmanaged hardwood forest ecosystems. *Biogeochemistry* 54:51-83.
- Díaz P. E., Rubio A., van Miegroet H., Montes F., Benito M. 2011. Does Tree species composition control soil organic carbón in Mediterranean mountain forests?. *Forest Ecology and Management*. IN PRESS.
- Etchevers B., J. D., Maser O., Balbontín C., Gómez D., Monterroso A., Martínez R., Acosta M., Martínez M. and Ortiz C.. 2006. Soil carbon sequestration in México and central America (Biome A). pp. 119-146. *In: Lal, R., C. C. Cerri, M. Bernoux, J. Etchevers and E. Cerri. (Eds.). Carbon sequestration in soils of Latin America. Howarth Press, Inc. New York, USA. pp. 554.*
- Fisher R. F. and Binkley D. 2000. Ecology and management of forest soils. Third edition. Ed. John Wiley & sons. INC. Pp. 139-160.
- Flanagan P.W. and K. Van Cleve. 1983. Nutrient cycling in relation to decomposition and organic matter quality in taiga ecosystems. *Can. J. For. Res.* 13:795-817.
- Fuentes M., Govaerts B., Hidalgo C., Etchevers J., Gonzalez-Martin I., Hernandez-Hierro J.M., Sayre D.K., Dendooven L. 2010. Organic carbon and stable ¹³C isotope in conservation agriculture and conventional systems. *Soil Biology & Biochemistry*. 42:551-557.
- Fuqiang S., Fan Xiaoxu, Song Ruiqing. 2010. Review of mixed forest litter decomposition researches. *Acta Ecologica Sinica* 30:221-225.
- Galicia L., García-Oliva F., Murillo R., Olivia M. 2002. Flujos de C, N y P al suelo de dos especies de árboles remanentes en una pradera tropical estacional. *Acta botánica mexicana* 61: 41-57.
- García R. S., Espinoza S. B., García C. E. y Gallardo L. F. 2006. Reservas de carbón orgánico y de fracciones húmicas en vertisol sometido a siembra directa. *Terra Latinoamericana* 24(2): 241-251.
- Godínez I.O., Ángeles P. G., López M.L., García M.E., Valdez H. J.I., De los Santos P.H., Trinidad S. A. 2007. Lluvia de semillas y emergencia de plántulas de *Fagus*

- grandifolia* subsp. *mexicana* en la Mojonera, Hidalgo, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 78:117-128.
- Gómez D.J.D. 2008. Determinación de los almacenes de carbono en los compartimientos aéreo y subterráneo de dos tipos de vegetación en la reserva de la biosfera “Sierra de Huautla”, Morelos, México. Tesis de doctorado. Posgrado en edafología, Colegio de Postgraduados 194p.
- Gower, Stith T. 2003. Patterns and mechanisms of the Forest carbon cycle. *Annual Review Environment Resources*.28: 169-2004.
- Greggio C.T., Assis C.L. y Nahas E. 2007. Descomposición del mantilla del árbol del caucho *Hevea brasiliensis* (Willd, ex A. Juss) Müll. Arg. En dos profundidades. Universidad estadual Paulista, Facultad de Ciencias Agrarias y veterinarias. Departamento de producao vegetal, Sao Paolo Brasil.
- Greiffenhagen, G. Wessolek, M Facklam, M. Renger, H. Stoffregen. 2006. Hydraulic functions and water repellency of forest floor horizons on sandy soils. *Geoderma* 132:182-195.
- Grigatti M., Dios P.M., Wim J.B. Ciavatta C., Veeken A. 2007. A standardized method for the determination of the intrinsic carbon and nitrogen mineralization capacity of natural organic matter sources. *Soil Biology & Biochemistry* 39:1493-1503.
- Guerrero O. P.L., Quintero L. R., Espinosa H. V., Benedicto V.G.S, Sánchez C.M de J. 2012. Respiración de CO₂ como indicador de la actividad microbiana en abonos orgánicos de *Lupinus*. *Terra Latinoamericana* 30(4):355-362.
- Haapea P. and Tuhkanen. 2006. Integrated treatment of PAH contaminated soil by soil washing, ozonation and biological treatment. *Journal of Hazardous Materials* B136:244-250.
- Haberhauer G., Rafferty B., Strebl F., Gerzabek M.H. 1998. Comparison of the composition of forest soil litter derived from three different sites at various decompositional stages using FTIR spectroscopy. *Geoderma* 83:331-342.
- Herbert E.B. and Bertsch M.P. 1995. Characterization of dissolved and colloidal organic matter in Soil solution: A review. p 63-88. In: Mc Fee W.W., and Kelly M.J. (ed.). 1995. Carbon form and functions in forest Soils. Soil Science of Amercia, Inc. Madison, Wisconsin USA.
- Hernández Mendoza, T.M.; E. Salcedo Pérez; G. Arévalo Galarza; A. Galvis Spinola. 2007. evaluación de la concentración de lignina como indicador de la capacidad de aporte

- de nitrógeno de residuos orgánicos. *Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente* 13(001):5-13.
- Huanga Yu, Hendrix P.F., Fahey T.J., Bohlend P.J., Groffmane P.M. 2010. A simulation model to evaluate the impacts of invasive earthworms on soil carbon dynamics. *Ecological Modelling* 221: 2447–2457.
- INE-SEMARNAT. 2012. México Quinta comunicación nacional ante la convención marco de las naciones unidas sobre el cambio climático. INE-SEMARNAT. México. 174 p.
- Jambu, P., Amble`s, A., Jacquesy, J.C., Secouet, B., Parlanti, E., 1993. Incorporation of natural alcohols from plant residues into a hydromorphic forest-podzol. *Journal of Soil Science* 44, 135–146.
- James W. Raich, Ann E. Russell, Ricardo BedoyaArrieta. 2007. Lignin and enhanced litter turnover in tree plantations of lowland Costa Rica. *Forest Ecology and Management* 239:128-135.
- Jiménez D.S.D.E., 2012. Protocolo estándar de operación para determinación de carbono orgánico y emisión de carbono en suelos. Tesis profesional de Ingeniero agrónomo especialista en suelos. Universidad Autónoma Chapingo. Mexico. 117 p.
- Jonasson S., Castro J., Michelsen A. 2004. Litter, warming and plant affect respiration and allocation of soil microbial and plant C, N and P in arctic mesocosms. *Soil Biology & Biochemistry* 36: 1129-1139.
- Kalamdhad S. A., Pasha M., Kazmi A. A. 2008. Stability evaluation of compost by respiration techniques in a rotary drum composter. *Resources, Conservation and Recycling* 52:829-834.
- Kardol P., Reynolds W.N., Norby J.R., Classen T.A. 2011. Climate change effects on soil microarthropod abundance and community structure. *Applied Soil Ecology* 47:37-44.
- Krivtsov, V., A. Brendler, R. Watling, K. Liddell, H.J. Staines. 2007. Some aspects of forest soils and litter ecology in the Dawyck Cryptogamic Sanctuary with a particular reference to fungi. *Acta ecologica Sinica* 27(3):813-836.
- Labrador M. J. 1996. La materia orgánica en los agrosistemas. Ministerio de agricultura, pesca y alimentación. Ed. Mundi-Prensa. 175 p.
- Lehmann J. and Dawit S. 2010. Organic Carbon Chemistry in Soils Observed by Synchrotron Based Spectroscopy. *Developments in Soil Science* 34:289-312.

- León J.D, González M.I., Gallardo J.F. 2011. Ciclos biogeoquímicos en bosques naturales y plantaciones de coníferas en ecosistemas de alta montaña de Colombia. *Revista Biología Tropical* 59(4):1883-1984.
- Li Q., Daryl L. Moorhead, Jared L. DeForest, Rachel Henderson, Jiquan Chen, Randy Jensen. 2009. Mixed litter decomposition in a managed Missouri Ozark forest ecosystem. *Forest Ecology and Management* 257:688-694.
- Lichtfouse, E., Chenu, C., Baudin, F., Leblond, C., Da Silva, M., Behar, F., Derenne, S., Largeau, C., Wehrung, P., Albrecht, P., 1998. A novel pathway of soil organic matter formation by selective preservation of resistant straight-chain biopolymers: chemical and isotope evidence. *Organic Geochemistry* 28, 411–415.
- Lichtfouse, E., Dou, S., Girardin, C., Grably, M., Balesdent, J., Behar, F., Vandenbroucke, M., 1995. Unexpected ¹³C-enrichment of organic components from wheat crop soils: evidence for the in situ origin of soil organic matter. *Organic Geochemistry* 23, 865–868.
- Lusk H.C., Donoso C., Jiménez M., Moya C., Oyarce G., Reinoso R., Saldaña A., Villegas P, Matus F. 2001. Descomposición de hojarasca de *Pinus radiata* y tres especies arbóreas nativas. *Revista Chilena de Historia Natural* 74:705-710.
- MacKenzie, M.D. T.H. DeLuca, A. Sala. 2004. Forest structure and organic horizon analysis along a fire chronosequence in the low elevation forests of western Montana. *Forest ecology and management* 203:331-343
- Masera O., Ordoñez M.J., Dirzo R. 1997. Carbón emissions from Mexican forests: current situation and long-term scenarios. *Climatic change* 35:265-295.
- Mats Froberg, Dan Berggren, Bo Bergkvist, Charlotte Bryant, Heike Knicher. 2003. Contributions of Oi, Oe and Oa horizons to dissolved organic matter in forest floor leachates. *Geoderma* 113: 311-322.
- Mc Coll J.G. and Noam G.1995. Forest soil organic matter: Characterization and modern methods of analysis p 13-31. In: Mc Fee W.W., and Kelly M.J. (ed.). 1995. Carbon form and functions in forest Soils. Soil Science of America, Inc. Madison, Wisconsin USA.
- Mejía L, Guerrero G.A., Etchevers-Barra, Ángeles-Pérez, López-López, Horwath. 2007. Acumulación de C orgánico en el suelo en reforestaciones de *pinus michoacana*. *Agrociencia* 41:711-721.

- NASA. 2013. INSTITUTION OF OCEANOGRAPHY. For first time, Earth's single-day CO₂ tops 400 ppm (En línea) disponible en <http://climate.nasa.gov/news/916c> revisado el 29 de junio de 2013.
- Ono K., Hiradate S., Morita S., Ohse K., Hirai K. 2011. Humification processes of needle litter on forest floor sin Japanese cedar (*Cryptomeria japonica*) and Hinoki cypress (*Chamaecyparis obtusa*) plantations in Japan. *Plant Soil* 338, 171–181.
- Ono, K., Keizo H., Sayaka M., Ohse K., Hiradate S. 2009. Organic carbón accumulation processes on a forest floor during an early humification stage in a NMR and their decomposition rates from litter bag experiment. *Geoderma* 151: 351-356.
- Ordoñez B. J.A., Masera O. 2001. Captura de carbono ante el cambio climático. *Madera y bosques* 7(1):3-12.
- Osono T., Satoru H., Takuya H., Jun-ichi A. 2011. Selective lignin decomposition and nitrogen mineralization in forest litter colonized by *clitocybe sp.* *European Journal of Soil Biology* 47:114-121.
- Panel Intergubernamental de Cambio Climático. 2007. Cambio climático 2007: Informe de síntesis. Contribución de los Grupos de trabajo I, II y III al Cuarto Informe de evaluación del Grupo Intergubernamental de Expertos sobre el Cambio, IPCC. Ginebra, Suiza. 104 p.
- Pérez M. J., Read J. D., 2004. Los hongos hectomicorrizicos, lazos vivientes que conectan y nutren a los arboles de la naturaleza. *Interciencia* 29(5): 239-247.
- Perez Rovira, V. Ramon Vallejo. 2007. Labile, recalcitrant, and inert organic matter in Mediterranean forest soils. *Soil Biology & Biochemistry* 39:202-215.
- Piccolo, A., 1996. Humus and soil conservation. In: Piccolo, A., (Ed.), *Humic Substances in Terrestrial Ecosystems*, Elsevier, Amsterdam, pp. 225–264.
- Piccolo, A., 2002. The supramolecular structure of humic substances. A novel understanding of humus chemistry and implications in soil science. *Advances in Agronomy* 75, 57–134.
- Porta C.J., López A.M. 2003. *Edafología para la agricultura y el medio ambiente*. 3 edición. Mundi prensa México D.F. pp. 926.
- Prevost Boure, Nicolas Chemidlin, Kamel Soudani, Claire Damesin, Daniel Berveiller, Jean Christophe Lata, Eric Dufrene. 2010. Increase in aboveground fresh litter quantity over stimulates soil respiration in a temperate deciduous forest. *Applied Soil Ecology* 46: 26-34.

- Pritchett, William .L. 1979. Properties and management of forest soils. Ed. John Wiley & son. USA.
- Programa Especial de Cambio Climático 2009-2012. Comisión intersecretarial de cambio climático. Publicado en el diario oficial de la federación en su edición vespertina del viernes 28 de agosto de 2009 (http://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5107404&fecha=28/08/2009).
- Raich, J. W. and C. S. Potter. 1995. Global Patterns of Carbon Dioxide Emissions from Soils. *Global Biogeochemical Cycles* 9(1)23-36.
- Rocha-Laredo A.G., Ramírez-Marcial N. 2009. Producción y descomposición de hojarasca en diferentes condiciones sucesionales del bosque de pino-encino en Chiapas, México. *Boletín de la sociedad botánica de México* 84: 1-12.
- Rodionow, H. Flessa, O. Kazansky, G Guggenberger. 2006. Organic matter composition and potential trace gas production of permafrost soils in the forest tundra in northern Siberia. *Geoderma* 135: 49-62.
- Rodríguez F.H., Rodríguez A.J. 2002. Métodos de análisis de suelo y planta: criterios de interpretación. Editorial trillas México.
- Rodríguez T. M. D. Venegas G .J., Angoa P. M. V., Montañez S. J. L. 2010. Extracción secuencial y caracterización fisicoquímica de ácidos húmicos en diferentes compost y el efecto sobre el trigo. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 1(2):133-147.
- Sánchez S., Crespo G., Hernández M. 2009. Descomposición de la hojarasca en un sistema silvopastoril de *Panicum máximum* y *Leucaena leucocephala (lam)* de Wit cv. Cunningham. I. Influencia de su composición química. *Pastos y Forrajes* 32(3):1-11.
- Sánchez S., Crespo G., Hernández M. y García Y. 2008. Factores bióticos y abióticos que influyen en la descomposición de la hojarasca en pastizales. *Pastos y forrajes* 31(2):99-118.
- Schlesinger H.W. 1997. Biogeochemistry an analysis of global change. Second edition, Ed. Academic Press, San Diego California USA p 588.
- Sidari M., Ronzello G., Vecchiob G., Muscoloa A. 2008. Influence of slope aspects on soil chemical and biochemical properties in a *Pinus laricio* forest ecosystem of Aspromonte (Southern Italy). *European journal of soil biology* 44: 364–372.
- Spaccini, R.A. Piccolo, P. Conte., G. Haberhauer, M.H. Gerzabeck. 2002. Increased soil organic carbón sequestration through hydrophobic protection by humic substances. *Soil Biology & Biogeochemistry* 34:1839-1851.

- Spielvogel S., Prietzel J, Kogel-Knabner I. 2006. Changes of lignin phenols and neutral sugars in different soil types of a high elevation forest ecosystem 25 years after forest dieback. *Soil Biology / Biochemistry* 39: 655-668.
- Titeux H., B. Delvaux. 2010. Properties of successive horizons in a thick forest floor (mor) reflect a sequence of soil acidification. *Geoderma* 158:298-302.
- van Cleve K., R.F. Powers. 1995. Soil carbon, soil formation, and ecosystem development. p. 155-200. *In: McFee W.W. and J. M. Kelly (ed). Carbon forms and Functions in forest soils.* Soil Science Society of America, Inc. Madison, Wisconsin USA.
- van Soest PJ 1963. Use of Detergents in the Analysis of Fibrous Feeds I. Preparation of Fiber Residues of Low Nitrogen Content. *J Assoc Off Anal Chem.*
- van Veen J.A and P.J. Kuikman. 1990. Soil structural aspects of decomposition of organic matter by micro-organisms. *Biogeochemistry* 11: 213-223.
- Veken V. de Wilde and Hamelers. 2003. Oxitop ® measuring system for standardized determination of the respiration rate and N-mineralisation rate of organic matter in waste material, compost and soil. Wageningen University Agrotechnology and food science.1-13 pp.
- Walinga I., Van Der Lee J.J., Houba V.J.G., Van Park W., Novozamsky I. 1995. *Plant Analysis Manual.* Kluwer Academic Publisher, Dordrecht, Netherlands.
- Wang H., Shirong L., Wang J., Shui Z., Lu L., Gou W., Jia H., Cai D. 2013. Dynamics and speciation of organic carbon during decomposition of leaf litter and fine roots in four subtropical plantations of China. *Forest Ecology and management* 300:43-52.
- Welke, Sylvia E. and Graeme D. Hope. 2005. Influence of stand composition and age on forest floor processes and chemistry in pure and mixed stands of Douglas-Fir and paper birch in interior British Columbia. *Forest Ecology and management* 219: 29-42.
- Westermann D.T., S.E. Crothers. 1980. Measuring soil nitrogen mineralization under field condition. *Agron. J.* 72:1009-1012.
- Wicking K., Stuart G.A., 2011. The oribatid mite *Scheloribates moestus* (Acari: Oribatida) alters litter chemistry and nutrient cycling during decomposition. *Applied Soil & Biochemistry* 43: 351-358.
- Winding A., Hund-Rinke H., Rutgers M. 2005. The use of microorganisms in ecological soil classification and assessment concepts. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 62: 230–248.

- WTW. 2006. Actividad respiratoria la biodegradabilidad del residuo seco de la sustancia original. Solicitud de informe AT4.1-13 pp.
- WTW. Field Report. Stefan Gartiser, Hidrotox GmbH. Manometric respiration test according to OECD 301F with the OxiTop® control measuring system under GLP condition disponible en: http://www.wtw.de/no_cache/es/descarga-soporte/manuales.html. revisado Diciembre 2010.
- Yang Xiaodong, Chen Jin. 2009. Plant litter quality influences the contribution of soils fauna to litter decomposition in humid tropical forests, southwestern China. *Soil & Biochemistry* 41:910-918.