



**UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE
HIDALGO**

**INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS
Y FORESTALES**



PROGRAMA INSTITUCIONAL DE MAESTRÍA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

TESIS:

**Impacto del uso y manejo del suelo en el ciclaje de
fósforo y productividad agrícola en un Andisol de
Michoacán**

Que presenta

Biól. Daniel Tinoco Varela

Como requisito para obtener el título de

Maestro en Ciencias Biológicas

Directora de tesis:

D. C. Jeannette Sofía Bayuelo Jiménez

Morelia, Michoacán, México.

Mayo 2024

AGRADECIMIENTOS

Al Laboratorio de Nutrición Vegetal del Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.

Al CONAHCyT por el apoyo financiero (N° de Becario 787902) para realizar mi estudio de posgrado en el Programa Institucional de Maestría en Ciencias Biológicas de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.

A la Coordinación de Investigación Científica de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.

MESA SINODAL

D. C. Jeannette Sofía Bayuelo Jiménez	Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.
D. C. Oneyda Hernández Lara	Instituto de Suelos, Ministerio de Agricultura de La Habana, Cuba.
D. C. Luis López Pérez	Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.
D. C. Eduardo Baltierra Trejo	Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
D. C. Jose Arnulfo Blanco García	Facultad de Biología, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.

CONTENIDO

		Pág.
	ÍNDICE DE CUADROS	VIII
	ÍNDICE DE FIGURAS	X
	RESUMEN	XIV
	ABSTRACT	XVI
	ABREVIATURAS	XVIII
1.	INTRODUCCIÓN	1
2.	ANTECEDENTES	4
2.1.	La calidad del suelo, indicadores y función ecosistémica.	4
2.1.1.	Definición	4
2.1.2.	Indicadores físicos, químicos y biológicos	4
2.1.3.	Funciones ecosistémicas del suelo	5
2.2.	Factores ambientales y antrópicos que afectan la función del suelo	5
2.2.1.	Cambio climático	5
2.2.2.	Cambio de uso del suelo	6
2.2.3.	Deforestación	6
2.2.4.	Acidificación	7
2.2.5.	Erosión	7
2.2.6.	Compactación	8
2.3.	Suelos volcánicos (Andisol)	8
2.3.1.	Propiedades físicas, químicas y biológicas	10
2.4.	Ciclaje de fósforo en el suelo	11
2.5.	Concentración y formas de fósforo en el suelo	12
2.5.1.	Fósforo inorgánico	12
2.5.2.	Fósforo orgánico	13
2.5.3.	Fósforo en la biomasa microbiana	13
2.6.	Procesos que regulan el ciclaje de fósforo	14

2.6.1	Procesos físicos y químicos	14
2.6.1.1.	Adsorción	14
2.6.1.2.	Fisio-adsorción	14
2.6.1.3.	Quimio-adsorción	14
2.6.1.4.	Precipitación	15
2.6.2.	Procesos biológicos	15
2.6.2.1.	Inmovilización	15
2.6.2.2.	Mineralización del fósforo orgánico	15
2.6.3.	Factores abióticos y bióticos que afectan la mineralización	16
2.7.	Estrategias de manejo para mejorar el ciclaje de fósforo en el suelo	16
2.7.1.	Agricultura de conservación	17
2.7.2.	Labranza de conservación	17
2.7.3.	Diversificación de cultivos	18
2.7.4.	Cultivos de cobertura	19
2.7.5.	Uso y tipo de residuos vegetales	20
2.7.6.	Contribución de los residuos vegetales en el ciclaje de fósforo	21
2.7.6.1.	Calidad y formas de fósforo en el residuo vegetal	23
2.7.6.2.	Destino del fósforo de los residuos vegetales en el suelo	26
2.7.7.	Manejo del residuo vegetal y absorción de fósforo por cultivos subsecuentes	29
2.7.7.1.	Labranza	30
2.7.7.2.	Uso de fertilizantes químicos	31
2.8.	Métodos para el estudio del ciclaje de fósforo orgánico en el suelo	31
2.8.1.	Fraccionamiento secuencial de fósforo	31
2.8.2.	Mineralización bruta de fósforo orgánico	33
2.9.	El fósforo en la planta	34

	2.9.1.	Funciones del fósforo a nivel fisiológico	35
	2.9.1.1.	Componente estructural	35
	2.9.1.2.	Fotosíntesis	35
	2.9.1.3.	Transporte de nutrientes	35
	2.9.1.4.	Función energética	36
3.		JUSTIFICACIÓN	37
4.		HIPÓTESIS	38
5.		OBJETIVO GENERAL	38
	5.1.	Objetivos específicos	38
6.		MATERIALES Y MÉTODOS	39
	6.1.	Estimación de peso seco, fósforo inorgánico y total en el residuo vegetal	39
	6.1.1.	Área de estudio	39
	6.1.2.	Material vegetal y condiciones de crecimiento	39
	6.1.3.	Peso seco y fósforo inorgánico	39
	6.1.4.	Fósforo total	40
	6.2.	Estimación de la respiración microbiana y las fracciones de fósforo en el suelo	40
	6.2.1.	Muestreo de suelo	40
	6.2.2.	Características fisicoquímicas del suelo	40
	6.2.3.	Diseño experimental	41
	6.2.4.	Incubación del suelo	41
	6.2.5.	Respiración basal e inducida del suelo	42
	6.2.6.	Fósforo de la biomasa microbiana	42
	6.2.7.	Fraccionamiento secuencial de fósforo	43
	6.3.	Evaluación de la aplicación de residuos vegetales en el crecimiento vegetal	43
	6.3.1.	Área de estudio	43
	6.3.2.	Material vegetal y condiciones de crecimiento	44
	6.4.	Análisis estadístico	44
7.		RESULTADOS	45

7.1.	Concentración de C, N y P en la planta y relación C:N y C:P	45
7.2.	Distribución y acumulación de fósforo durante la etapa vegetativa en cereales y leguminosas	45
7.3.	Características fisicoquímicas del suelo	49
7.4.	Mineralización de fósforo orgánico	50
7.4.1.	Respiración microbiana basal con diferente uso del suelo	50
7.4.2.	Respiración microbiana inducida con diferente uso de residuos vegetales	50
7.4.3.	Tasa de mineralización de carbono y fósforo	54
7.5.	Concentración de fósforo microbiano	58
7.6.	Formas de fósforo en un suelo ácido	61
7.6.1.	Efecto del uso y profundidad del suelo en la distribución de fósforo	61
7.6.2.	Efecto del uso de residuos vegetales y profundidad en las formas de fósforo	66
7.7.	Efecto de los residuos vegetales sobre el crecimiento vegetal	72
7.7.1.	Índice de concentración de clorofila y área foliar	72
7.7.2.	Distribución y acumulación de fósforo durante la etapa vegetativa	75
7.7.3.	Eficiencia en la adquisición (EAP) y utilización fisiológica de fósforo (EUtP), índice de cosecha (IC) e índice de acumulación de fósforo (IAP)	79
7.8.	Correlación entre fracciones de fósforo en el suelo y la concentración de C, N, P, relación C:N y C:P en el residuo vegetal	83
7.9.	Correlación entre fracciones lábiles de fósforo y variables de crecimiento en maíz	85

8.	DISCUSIÓN	88
8.1.	Concentración de fósforo en el residuo vegetal y su implicación en el ciclaje	88
8.2.	Efecto de la adición de residuos vegetales en el P microbiano y biodisponible	91
8.3.	Efecto de la adición de residuos vegetales en las formas y distribución de P en el suelo	94
9.	CONCLUSIONES	99
10.	LITERATURA CITADA	101

ÍNDICE DE CUADROS

		Pág.
Cuadro 1	Concentración crítica de P (%) y C: P en los residuos vegetales de diversas especies.	25
Cuadro 2	Composición química del tejido en cereales y leguminosas.	26
Cuadro 3	Concentración total de C, N y P y relación C:N y C:P 36 días después de la siembra, excepto en tejido de aguacate.	45
Cuadro 4	Valor de F y nivel de significancia para el peso seco (Ps), fósforo inorgánico (Pi) y contenido de fósforo (CP) en vástago (V) y raíz (R).	46
Cuadro 5	Peso seco (Ps), fósforo inorgánico (Pi) y contenido de fósforo (CP) en vástago (V) y raíz (R) de cereales y leguminosas.	48
Cuadro 6	Características fisicoquímicas de un Andisol (0-20 cm) de Michoacán con diferente uso del suelo.	49
Cuadro 7	Efecto del tiempo de incubación del suelo con residuos vegetales: sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa) en la respiración microbiana según el perfil del suelo.	53
Cuadro 8	Efecto del tiempo de incubación del suelo con residuos vegetales: sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa) en el contenido de fósforo en la biomasa microbiana en el perfil del suelo.	60
Cuadro 9	Valor de F y nivel de significancia para el acervo de fósforo lábil (L), moderadamente lábil (ML), no lábil (NL), fósforo total (Pt), inorgánico (Pi) y orgánico (Po) de un suelo ácido de Ario, Michoacán.	61
Cuadro 10	Efecto del uso, profundidad y tiempo de incubación del suelo en el contenido de fósforo total (Pt), inorgánico (Pi) y orgánico (Po).	63
Cuadro 11	Efecto del uso, profundidad y tiempo de incubación del suelo en las fracciones de fósforo.	65
Cuadro 12	Comparación entre residuos vegetales: sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa) en calle y cajete por fracciones en el perfil del suelo.	69

Cuadro 13	Valor de F y nivel de significancia para índice de concentración de clorofila (CCI) y área foliar (AF) de maíz nativo (DP x Tromba).	72
Cuadro 14	Valor de F y nivel de significancia para materia seca, fósforo inorgánico y contenido de fósforo en raíz, tallo y hoja de maíz nativo (DP x Tromba).	76
Cuadro 15	Valor de F y nivel de significancia para la eficiencia en la adquisición (EAP) y utilización de fósforo (EUtP), índice de cosecha e índice de acumulación de fósforo en raíz, tallo y hoja de maíz nativo (DP x Tromba).	80
Cuadro 16	Efecto del uso del suelo en la eficiencia en la adquisición (EAP) y utilización de fósforo (EUtP), índice de cosecha (IC) e índice de acumulación de fósforo (IAP) en raíz (R), tallo (T) y hoja (H) de maíz nativo.	80
Cuadro 17	Correlación de Pearson (r) entre formas de P en el suelo y P del residuo vegetal.	84
Cuadro 18	Coefficiente de correlación de Pearson (r) para las diferentes formas de P y variables de crecimiento sin adición de residuos vegetales.	86
Cuadro 19	Coefficiente de correlación de Pearson (r) para las diferentes formas de P y variables de crecimiento con adición de residuos vegetales.	87

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1	47
<p>Concentración de fósforo inorgánico (A), peso seco (B) y acumulación de fósforo (C) en raíz y vástago de cereales y leguminosas en etapa vegetativa. Medias con letras iguales en cada órgano, son estadísticamente iguales entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de cuatro repeticiones ($n = 4$).</p>	
Figura 2	51
<p>Respiración microbiana en un sistema natural de bosque (B) y cultivado en calle (Cc) y cajete (Cj) en el mantillo (0-5 cm) y suelo (5-20 cm). 1, 2, 3, 5, 7, 15, 30, 45 y 90 días después de la incubación. Se utilizó la prueba de medias de Tukey ($P < 0.05$). * $P < 0.05$; ** $P < 0.001$; *** $P < 0.0001$; ns = no significativo. Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).</p>	
Figura 3	52
<p>Respiración microbiana en mantillo (0-5 cm) y suelo (5-20 cm) de calle (Cc) y cajete (Cj) con uso de residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y aguacate (Pa). 1, 2, 3, 5, 7, 15, 30, 45 y 90 días después de la incubación. Se utilizó la prueba de medias de Tukey ($P < 0.05$). * $P < 0.05$; ** $P < 0.001$; *** $P < 0.0001$; ns = no significativo. Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).</p>	
Figura 4	56
<p>Tasa de mineralización bruta de carbono (a) y fósforo (b) en sistema natural de bosque (B) y cultivado en calle (Cc) y cajete (Cj) en el mantillo (0-5 cm) y suelo (5-20 cm). 1, 45 y 90 días después de la incubación. Medias seguidas de diferente letra entre cada uso, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).</p>	
Figura 5	57
<p>Tasa de mineralización bruta de carbono (a) y fósforo (b) en mantillo (0-5 cm) y suelo (5-20 cm) de calle y cajete con residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). 1, 30, 45 y 90 días después de la incubación con el residuo vegetal. Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo, son estadísticamente</p>	

diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

- Figura 6** Fósforo en la biomasa microbiana en sistema natural de bosque (B) y cultivado en calle (Cc) y cajete (Cj) en el mantillo (0-5 cm) y suelo (5-20 cm). 1, 30, 45 y 90 días después de la incubación. Medias seguidas de diferente letra entre uso y manejo del suelo (minúsculas) y tiempo de incubación (mayúsculas) en cada acervo, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$). 58
- Figura 7** Fósforo en la biomasa microbiana en calle y cajete con residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). 1, 30, 45 y 90 días después de la incubación con el residuo vegetal. Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$). 59
- Figura 8** Acervo de fósforo lábil, moderadamente lábil y no lábil en sistemas natural de bosque (B) y cultivado en calle (Cc) y cajete (Cj) en el mantillo (0-5 cm) y suelo (5-20 cm). 1, 45 y 90 días después de la incubación. Medias seguidas de diferente letra entre uso del suelo (minúsculas) y tiempo de incubación (mayúsculas) en cada acervo, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$). 62
- Figura 9** Acervo de fósforo lábil, moderadamente lábil y no lábil en calle y cajete con diferentes residuos vegetales: sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). 1, 45 y 90 días después de la incubación con el residuo vegetal. Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo en cada acervo, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$). 67
- Figura 10** Contenido de fósforo lábil y moderadamente lábil en el mantillo (0-5 cm) de calle (Cc) y cajete (Cj) con los diferentes residuos vegetales, Sin 71

residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). 1, 45 y 90 días después de la incubación con el residuo vegetal. Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo en cada acervo, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

- Figura 11** Índice de concentración de clorofila (CCI) y área foliar de maíz nativo (DP x Tromba) en etapa vegetativa. Medias con letras iguales entre el uso del suelo, son estadísticamente iguales entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de cuatro repeticiones ($n = 3$). 73
- Figura 12** Índice de concentración de clorofila (CCI) y área foliar de maíz nativo (DP x Tromba) en etapa vegetativa con los diferentes residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo vegetal, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$). 74
- Figura 13** Materia seca, concentración de fósforo inorgánico y contenido de fósforo en raíz tallo y hoja de maíz nativo (DP x Tromba) en etapa vegetativa. Medias con letras iguales en cada órgano, son estadísticamente iguales entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de cuatro repeticiones ($n = 3$). 77
- Figura 14** Materia seca, concentración de fósforo inorgánico y contenido de fósforo en raíz, tallo y hoja de maíz nativo (DP x Tromba) en etapa vegetativa con diferentes residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo en cada órgano, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$). 78
- Figura 15** Eficiencia en la adquisición de fósforo y eficiencia en la utilización de fósforo en maíz nativo (DP x Tromba) en etapa vegetativa con diferentes residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo 81

en cada órgano, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05).

Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

Figura 16 Índice de cosecha e índice de acumulación de fósforo en maíz nativo (DP x Tromba) en etapa vegetativa con diferentes residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo en cada órgano, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$). 82

RESUMEN

El cambio de uso del suelo y la implementación de inadecuadas prácticas agrícolas disminuye la calidad nutrimental, las actividades microbianas y el ciclaje de fósforo (P) en suelos ácidos. La reducida eficiencia de los fertilizantes químicos, acoplada con su alto costo, ha incrementado el interés en el ciclaje biológico del P proveniente de diversas fuentes orgánicas como los residuos vegetales. El objetivo de este estudio fue evaluar el impacto del uso del suelo (forestal y agrícola) y manejo (adición de residuos vegetales) en las formas, distribución, mineralización y biodisponibilidad de P en un Andisol de Michoacán. Se incluyó un suelo muestreado de una parcela de monocultivo de aguacate adyacente a un bosque nativo. Al suelo arable se le adicionó residuos vegetales de sorgo, frijol y hojarasca de aguacate. La concentración de P y C de los residuos vegetales se analizó químicamente. La mineralización de los residuos vegetales se cuantificó mediante la respiración del suelo durante un periodo de 90 días. El contenido de P del suelo se fraccionó secuencialmente y la concentración de P en la biomasa microbiana se cuantificó a los 0, 30, 45 y 90 días de incubación. El P total de los residuos jóvenes (sorgo y frijol) y residuos maduros (aguacate) varió de 2 a 11 mg g⁻¹, respectivamente. La relación C: P fue de 44:1 a 225:1. El P microbiano difirió en el suelo cultivado con y sin residuos. La concentración de P microbiano fue mayor con la adición de residuos vegetales (de 2 a 6.5 mg kg⁻¹) que sin éstos (de 2.2 a 4.9 mg kg⁻¹). La tasa respiratoria fue alta en el suelo con uso forestal (0.43 a 0.66 mg CO₂ g⁻¹ día⁻¹) y uso agrícola cultivado con residuos vegetales (1.1, 0.8 y 0.7 mg CO₂ g⁻¹ día⁻¹) (frijol > sorgo > aguacate > control). Los residuos de sorgo y frijol con alto contenido de P (0.9 y 1 mg kg⁻¹) y baja relación C: P promovieron la mineralización por parte de la biomasa microbiana. La tasa de mineralización bruta de Po después de 1 día de incubación fue de 1.1 y 1.8 mg g⁻¹ día⁻¹ en suelos cultivados sin residuos vegetales y con la adición de éstos, respectivamente. La mineralización bruta de Po fue mayor en la capa orgánica (0-5 cm; 1.6 y 1.9 mg g⁻¹ día⁻¹) que la capa mineral (5-20 cm; 0.9 y 1.7 mg g⁻¹ día⁻¹), especialmente en el suelo forestal y arable con residuos vegetales. El P total estuvo representado mayormente por P inorgánico (65 a 81 %) en ambos usos del suelo. Las formas lábiles de P (Bic-Pi y Bic-Po) y moderadamente lábiles (NaOH-Pi) incrementaron con la adición de residuos vegetales (de 9 a 11, de 18 a 22 y de 65 a 78 mg kg⁻¹). Sin embargo, la proporción de la fracción orgánica (NaOH-Po) se redujo en el suelo cultivado. La adición de residuos vegetales con una relación C: P baja

no incrementaron de inmediato el P biodisponible (Resina-Pi), pero el suministro de P fue constante debido a la mineralización del Po lábil (Bic-Po) y el ciclaje de P de la biomasa microbiana. Los residuos vegetales afectaron el ciclaje de P incrementando las fracciones lábiles y el P microbiano en el suelo cultivado en cajete. Los resultados muestran que el aclareo del suelo arable (calle) afecta el ciclaje de P en Andisoles y confirma el papel fundamental de la capa orgánica en la conservación de P en dichos agroecosistemas.

Palabras clave: Suelos ácidos, residuos vegetales, mineralización, agricultura de conservación.

ABSTRACT

Land use change and inadequate agricultural practices decreases its nutritional quality, soil microbial activities and the phosphorus (P) dynamics in acidic soils. The resulting low P efficiency, coupled rapidly rising cost of fertilizer, has increased interest in biological cycling of P derived from organic sources such as crop residues. The aim of this study was to evaluate the impact of land use (forestry and agricultural) and soil management (cover with crop residues) on the forms, distribution, mineralization and P bioavailability in an acidic soil of Michoacan. An Andisol, sampled from an avocad cropping site, along with the contiguous area under native forest was treated with residues of sorghum, beans and avocado. The concentration of total P and C in the residues was measured using standard chemical analyses. Mineralization of crop residues was continuously monitored over a period up 90 days by measuring soil respiration. Soil P content in fractions sequentially extracted and microbial P were assessed for 0, 30, 45 and 90 incubation times. The total P in residues ranged from 2 to 11 mg g⁻¹ in young (sorghum and beans) and mature residues (avocado), respectively. C: P ratio varied from 44:1 a 225:1. Microbial P also differed between soils amended with crop residues. Microbial P was greater with residue addition (2 to 6.5 mg kg⁻¹) than in the control (2.2 to 4.9 mg kg⁻¹). Soil respiration rates were significantly higher in forest (0.43 a 0.66 mg CO₂ g⁻¹day⁻¹) and arable soils amended with crop residues (1.1, 0.8 and 0.7 mg CO₂ g⁻¹ day⁻¹) (bean > sorghum > avocado > control). Residues with high P (0.9 and 1 mg kg⁻¹) and low C: P resulted in P mineralization in the microbial biomass. Basal gross Po mineralization after 1 day of incubation were 1.1 and 1.8 mg g⁻¹ day⁻¹ in non-amended and residue amended soils, respectively. Gross Po mineralization was greater in the organic layer (0-5 cm; 1.6 and 1.9 mg g⁻¹ day⁻¹) than the mineral soil (5-20 cm; 0.9 and 1.7 mg g⁻¹ day⁻¹), especially under forest soil and arable amended soil. Total soil P was dominated by inorganic fractions (65 to 81%) in both land-use types. Bicarbonate extractable inorganic P (Bic-Pi) and sodium hydroxide extractable inorganic P (NaOH_{0.1}-Pi) were all raised with crop residues (from 9 to 11, 18 to 22 and 65 to 78 mg kg⁻¹). However, the proportion of organic P fraction was reduced under cropped soil. Addition of low C: P residues may not resulted in high amounts of immediately P, but the P supply (crop residues) is more sustained due to P release from mineralization Bic-Po and turnover of microbial biomass P. Crop residues affected P cycling enhancing P lability and P microbial P fractions in arable amended soil

("cajete"). Results show that clearing of arable soil ("calle") did seriously affected the P cycle in this Andisol and confirm the fundamental role of the organic layer in P conservation of these agrosystems.

Palabras clave: Acid soils, crop residues, mineralization, conservation agriculture.

ABREVIATURAS

AC	Agricultura de conservación	MBP	Mineralización bruta de fósforo
ADN	Ácido desoxirribonucleico	ML	Moderadamente lábil
ADP	Adenosín difosfato	MOS	Materia orgánica del suelo
AF	Área foliar	N	Nitrógeno
AMP	Adenosín monofosfato	NAD	Nicotinamida adenina dinucleotido
ARN	Ácido ribonucleico	NL	No lábil
ATP	Adenosín trifosfato	P	Fósforo
B	Bosque	Pa	<i>Persea americana</i>
C	Carbono	Pi	Fósforo inorgánico
Cc	Suelo cultivado en calle	Po	Fósforo orgánico
CCI	Índice de concentración de clorofila	Ps	Peso seco
CIC	Capacidad de intercambio catiónico	Pt	Fósforo total
Cj	Suelo cultivado en cajete	Pv	<i>Phaseolus vulgaris</i>
C: N	Relación carbono: nitrógeno	RV	Residuo vegetal
C: P	Relación carbono: fósforo	Sb	<i>Sorghum bicolor</i>
CP	Contenido de fósforo	SR	Sin residuo
COS	Carbono orgánico del suelo	US	Uso del suelo
CTP	Citosina trifosfato	UTP	Uridina trifosfato
CUS	Cambio de uso del suelo		
ddi	Días después de la incubación		
dds	Días después de la siembra		
EAP	Eficiencia en la adquisición de fósforo		
EUP	Eficiencia en la utilización de fósforo		
FMN	Flavín mononucleótido		
FAD	Flavín adenina dinucleótido		
GTP	Guanina trifosfato		
IAP	Índice de acumulación de fósforo		
IC	Índice de cosecha		
L	Lábil		
MBC	Mineralización bruta de carbono		

1. INTRODUCCIÓN

El fósforo (P) es el segundo nutriente más limitante en la producción de cultivos. Se estima que, a nivel mundial, los suelos con deficiencia de P ocupan aproximadamente 5.7 mil millones de hectáreas (Hinsinger, 2001). El P es abundante en el suelo; sin embargo, la concentración de P disponible en la solución es generalmente baja ($< 0.1\%$) (Frossard *et al.*, 2000). Los Andisoles son suelos con baja disponibilidad de P y alta capacidad de sorción de fosfatos ($> 85\%$) (Alcalá *et al.*, 2009).

El cambio de uso del suelo e implementación de inadecuadas prácticas agrícolas acentúan la fijación de P y alteran el ciclo biogeoquímico de este tipo de suelos (Bakhshandeh *et al.*, 2019). Los sistemas agrícolas de monocultivo y el uso inadecuado de insumos externos (fertilizantes y herbicidas) acidifican y disminuyen la calidad del suelo y, subsecuentemente, su capacidad productiva (Maharjan *et al.*, 2018; Maranguit *et al.*, 2017). Estas prácticas también aumentan la tasa de erosión ($10 \text{ ton ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$), reducen la infiltración de agua hacia mantos freáticos, aceleran la pérdida de materia orgánica y nutrientes esenciales (Bravo-Espinosa *et al.*, 2012). Específicamente, el cambio de uso del suelo afecta la disponibilidad de los nutrientes, particularmente de P al aumentar la transformación de sus acervos lábiles en formas recalcitrantes (Bayuelo-Jiménez *et al.*, 2019). El pH del suelo influye en las propiedades químicas y los procesos biológicos, incluida la solubilidad, la movilidad y la disponibilidad de nutrientes. De acuerdo con Weihrauch & Opp (2018), en suelos alcalinos, el P se puede precipitar con el Ca formando hidroxiapatita insoluble, fosfato de octacálcico y fosfato dicálcico. En suelos ácidos, el P se puede precipitar con minerales de Fe y Al (estringita y variscita). Ambos minerales disminuyen la disponibilidad de P para el crecimiento de las plantas (Takahashi & Dahlgren, 2016).

En los sistemas agrícolas, se aplican fertilizantes para contrarrestar la deficiencia de P y lograr un mejor crecimiento del cultivo; sin embargo, la recuperación de P por parte de las plantas a partir del fertilizante aplicado es baja (10 al 20 %), debido a que una gran cantidad del P aplicado se adsorbe, precipita o se transforma en fósforo orgánico (Po) (Richardson, 2001; Schachtman *et al.*, 1998). En el suelo, el Po representa del 20 al 80 % del P total, que incluye principalmente

fitato (inositol fosfatos), fosfolípidos y ácidos nucleicos (Schachtman *et al.*, 1998). Las reservas de Po incluyen materia orgánica, biomasa microbiana y residuos vegetales. La concentración de Po es alta (100-400 kg P ha⁻¹) y es una fuente potencial de P para el crecimiento de las plantas al suministrarles Pi disponible después de la mineralización (Blair & Boland, 1987; Richardson, 1994). La importancia del Po depende de la tasa de mineralización y de los factores que influyen en esta, como la actividad microbiana, la humedad del suelo, la temperatura y el pH (Richardson, 1994; Tiessen *et al.*, 1994).

Existen diversas estrategias que mitigan el efecto del cambio del uso del suelo e incrementan la productividad agrícola. Por ejemplo, la labranza mínima y la adición o retención de residuos vegetales incrementan la biodiversidad del suelo (Verhulst *et al.*, 2015; Smith *et al.*, 2016) y mejoran la mineralización de los nutrientes como el P (Bender *et al.*, 2015).

La liberación de P de los residuos vegetales es una importante fuente para los cultivos (Blair & Boland, 1987; McLaughlin *et al.*, 1988). Dicha contribución depende de los procesos de inmovilización o mineralización del P orgánico y la relación C: P contenido en los residuos vegetales (Blair & Boland, 1987; Kwabiah *et al.*, 2003).

Existen diversas metodologías para evaluar la contribución de los residuos vegetales en el ciclaje de P (Hedley *et al.*, 1982; Cross & Schlesinger, 1995; Condon & Newman, 2011). En general, estos métodos pueden identificar las formas lábiles de Pi y Po, el P ligado a sesquióxidos de Fe/Al, P ligado a Ca²⁺, formas orgánicas (P moderadamente lábil) y, finalmente, las fracciones de P residual u ocluido (P no lábil) (Henríquez, 2015). Particularmente, el método de fraccionamiento secuencial desarrollado por Hedley *et al.* (1982), es el más utilizado para separar e identificar las fracciones de P contenidas en el suelo, su ocurrencia y la magnitud con la que contribuyen al suministro de P para las plantas (Crews, 1996; Bünemann *et al.*, 2004; Gatiboni *et al.*, 2013). A pesar de la importancia de estos métodos, su uso en estudios de dinámica de P en suelos ácidos de México es limitado (Crews, 1996; Galván-Tejeda *et al.*, 2014; Bayuelo-Jiménez *et al.*, 2019).

En este estudio, se usó el método de extracción secuencial para evaluar el efecto de la adición de residuos vegetales en un suelo ácido con uso agrícola y diferente manejo (calle y cajete) en las fracciones de P, su mineralización y biodisponibilidad en un Andisol de Michoacán. La

hipótesis de trabajo señala que la composición de los residuos vegetales de cereales y leguminosas ($P \geq 3 \text{ mg g}^{-1}$ y relación C: N < 20) y la biomasa microbiana del suelo influye en el incremento de la reserva y mineralización del P orgánico y la biodisponibilidad de P inorgánico en el suelo.

2. ANTECEDENTES

2.1. La calidad del suelo, indicadores y función ecosistémica

2.1.1. Definición

El suelo es un componente vital de sistemas naturales y agrícolas, donde ocurren importantes procesos biogeoquímicos y biológicos que mantienen su funcionalidad y calidad (Bessou, 2018). La calidad se refiere a la capacidad específica de un suelo para funcionar, mantener la productividad vegetal y animal, preservar la calidad de agua y aire y, a su vez, sostener la salud humana (Karlen *et al.*, 1997).

La calidad del suelo se puede cuantificar mediante propiedades medibles que tienen mayor sensibilidad a los cambios en su función y los servicios ecosistémicos del suelo (Salome *et al.*, 2016). Estas propiedades se conocen como indicadores de la calidad del suelo y son de naturaleza física, química y biológica (Bautista-Cruz *et al.*, 2004).

2.1.2. Indicadores físicos, químicos y biológicos

Los indicadores físicos del suelo incluyen la estructura, densidad aparente, estabilidad de agregados, infiltración, profundidad superficial del suelo, capacidad de almacenamiento del agua y conductividad hidráulica (Trujillo-González *et al.*, 2018). Todos ellos regulan el desarrollo de las raíces, la emergencia de las plántulas, la infiltración, retención de agua y movimiento de la macro y meso fauna (Zornoza *et al.*, 2015).

Los indicadores químicos incluyen la disponibilidad de nutrientes, pH, conductividad eléctrica, capacidad de intercambio catiónico, materia orgánica, carbono orgánico lábil, carbono total, nitrógeno total, nitrógeno mineralizable y capacidad de adsorción de fosfatos (Trujillo-González *et al.*, 2018). Estas propiedades inciden en la relación suelo-planta, la calidad del agua, la capacidad amortiguadora del suelo y la disponibilidad de nutrientes para las plantas y microorganismos (Navarrete-Segueda *et al.*, 2011).

Los indicadores biológicos son dinámicos y sensibles a las perturbaciones y cambios en el uso del suelo (Navarrete-Segueda *et al.*, 2011). Dichos indicadores juegan un papel crucial en la calidad del suelo debido a que se relacionan directamente en procesos ecosistémicos como la descomposición de la materia orgánica, el reciclaje de nutrientes y la agregación del suelo (Trujillo-González *et al.*, 2018). Los más empleados son el carbono (C) y nitrógeno (N) en biomasa microbiana, el carbono orgánico del suelo (COS), el nitrógeno potencialmente mineralizable, la actividad microbiana a través de la tasa respiratoria del suelo, la actividad enzimática del C, N y P y la diversidad y abundancia de los microorganismos del suelo (Muñoz-Rojas *et al.*, 2016).

2.1.3. Funciones ecosistémicas del suelo

El suelo, como parte de los ecosistemas y agroecosistemas cumple funciones específicas tales como: (i) promover la productividad del sistema sin afectar sus propiedades físicas, químicas y biológicas (productividad biológica sostenible); (ii) mitigar contaminantes ambientales y patógenos (calidad ambiental) y (iii) favorecer la salud de plantas, animales y humanos (Karlen *et al.*, 1997). Estas funciones, sin embargo, se ven afectadas por diversos procesos fisicoquímicos y biológicos que interactúan en el suelo y por factores ambientales y antrópicos (Bessou, 2018).

2.2. Factores ambientales y antrópicos que afectan la función del suelo

Los suelos son fundamentales para la vida en la Tierra, pero las presiones humanas sobre este recurso llevan a un incremento en la pérdida de suelos productivos (FAO, 2016). El cambio climático, el cambio de uso del suelo, la deforestación, la erosión y la compactación son factores que afectan la calidad del suelo, su función y sus indicadores (Maharjan *et al.*, 2018).

2.2.1. Cambio climático

El cambio climático refiere a la variación del clima de la tierra generada por causas naturales o humanas que afectan directamente la temperatura y precipitación y, consecuentemente, el

funcionamiento del suelo (Orduño-Torres *et al.*, 2020). Específicamente, el cambio climático afecta: (i) la disponibilidad de agua debido a cambios en la cantidad y el patrón de precipitación, (ii) el incremento en la temperatura y evaporación y (iii) la recarga de aguas subterráneas (FAO, 2016). Estas alteraciones tienen un efecto negativo sobre la temperatura y humedad del suelo, lo que repercute en la tasa de descomposición y transformación del carbono orgánico y los nutrientes (Bakhshandeh *et al.*, 2019).

2.2.2. Cambio de uso del suelo

La alta demanda de alimentos y las inadecuadas prácticas agrícolas afectan las características físicas, químicas y biológicas del suelo (Maranguit *et al.*, 2017). Esta degradación ocasiona que los suelos con uso forestal se convierten rápidamente en tierras agrícolas o de pastoreo (Maharjan *et al.*, 2018). El cambio de uso del suelo (CUS) hacia sistemas agrícolas intensifica la emisión de CO₂, el cual ha sido reconocido como el principal contribuyente al calentamiento global (FAO, 2016). En los sistemas agrícolas, la aplicación de estiércol y fertilizantes sintéticos son los principales emisores de dióxido de carbono (CO₂), metano (CH₄) y óxido nitroso (N₂O) (Paustian *et al.*, 2016) y contribuyen con el 30 % de las emisiones globales totales de gases de efecto invernadero (Shakoor *et al.*, 2020). Además, una vez que se realiza la conversión de suelos forestales hacia sistemas agrícolas intensivos, se pierde gran parte del COS en forma de CO₂ debido a la labranza. Este proceso de degradación disminuye la capacidad de infiltración y retención de agua, disponibilidad de nutrientes, conduce a una mayor erosión y compactación del suelo, incrementa la pérdida de biodiversidad y compromete la productividad agrícola (Corsi *et al.*, 2012).

2.2.3. Deforestación

La deforestación refiere a la conversión de los bosques hacia un uso alternativo como la agricultura, el pastoreo o el desarrollo urbano (Chakravarty *et al.*, 2012). Se estima que, a nivel mundial, la expansión de la frontera agrícola ha promovido una pérdida de 10 millones de hectáreas por año para el periodo de 2015-2020, mientras que, en México, alcanzó 128,000 ha año⁻¹ (FAO, 2020). El estado de Michoacán perdió el 40 % de su cubierta forestal original

estimada en 1.5 millones de hectáreas debido a la deforestación de sus bosques templados a una tasa de 3000 ha año⁻¹ durante el periodo 2007-2014 (Mas *et al.*, 2017). Dicho reemplazo se dirigió hacia la implementación de sistemas ganaderos, monocultivos de maíz (*Zea mays* L.) o avena (*Avena sativa* L.) y sistemas intensivos de producción de aguacate (*Persea americana* Mill.) (Guerrero *et al.*, 2008; Bravo-Espinoza *et al.*, 2012). En general, la deforestación reduce la calidad del suelo a través de la pérdida de materia orgánica, carbono orgánico y biomasa microbiana y, en consecuencia, se ve afectada la transformación de los nutrientes orgánicos en formas asimilables para las plantas (Bakhshandeh *et al.*, 2019). Gómez-Acata *et al.* (2016) demostraron en un estudio que, al sustituir el bosque por cultivos de maíz, el C orgánico del suelo disminuyó de 30 a 20 g kg⁻¹, el C de la biomasa microbiana de 763 a 267 mg kg⁻¹ y el N en la biomasa microbiana de 85 a 15 mg kg⁻¹.

2.2.4. Acidificación

Una de las principales consecuencias del CUS es la acidificación del suelo (FAO, 2016). Ésta refiere a un proceso natural que resulta de la lixiviación gradual de bases intercambiables como el calcio (Ca²⁺), magnesio (Mg²⁺), potasio (K⁺), bicarbonato (HCO₃⁻) y carbonato (CO₃²⁻), así como de su reemplazo por iones y complejos ácidos de H⁺, Al³⁺, Fe²⁺ y Mn²⁺ (Lükewille & Alewell, 2008). En suelos ácidos, como los Andisoles, la aplicación de N en forma de NH₄⁺ disminuye el pH, al ser absorbido por las plantas, las raíces liberan H⁺ a la solución del suelo y desplaza a las bases intercambiables que contrarrestan la acidez de suelos agrícolas provocada por el uso excesivo de fertilizantes nitrogenados (Lucas *et al.*, 2011; Tian & Niu, 2015). La disminución en el pH provoca la liberación de los iones Al³⁺ de los complejos Al-humus, lo que da como resultado un aumento de Al³⁺ intercambiable potencialmente tóxico para las plantas (Takahashi & Dahlgren, 2016).

2.2.5. Erosión

La erosión del suelo es uno de los factores más importantes que degrada la calidad de los ecosistemas naturales, agrícolas y forestales y disminuye la calidad del suelo (Krasilnikov *et al.*, 2013). La deforestación e inadecuadas prácticas agrícolas como la intensificación de la labranza

y aplicación inadecuada de fertilizantes intensifican los procesos erosivos (Bessou, 2018). La erosión del suelo se divide en tres tipos: (i) la erosión hídrica que refiere a la remoción del suelo por el agua, (ii) la erosión eólica que es el movimiento de las partículas del suelo por el viento y (iii) la erosión laminar que refiere a la remoción superficial del suelo por escorrentía (Krasilnikov *et al.*, 2013). La erosión intensifica la emisión de gases de efecto invernadero como el CO₂, CH₄ y N₂O y altera los ciclos biogeoquímicos de nutrientes esenciales como el P y N (FAO, 2016; Bakhshandeh *et al.*, 2019). El suelo, al quedar descubierto, se expone a procesos de erosión por viento y agua; lo que provoca que, durante la pérdida de la capa superficial del suelo, se pierdan nutrientes como C, N y P, debido a que la mayor concentración de estos elementos se encuentra en los primeros 20 cm del suelo (Magdoff & Van Es, 2021).

2.2.6. Compactación

La compactación del suelo se refiere a la compresión y reducción del espacio poroso entre las partículas del suelo, lo que da como resultado en un incremento de la densidad del suelo (Magdoff & Van Es, 2021). La compactación es un factor importante en la degradación del suelo (Batey, 2009). Diversos factores que la promueven incluyen la carga mecánica, reducida diversificación de los cultivos, bajo contenido de materia orgánica, sobrepastoreo, vibraciones del motor y labranza con altos contenidos de humedad (Shah *et al.*, 2017). La compactación del suelo incrementa la densidad aparente del suelo, disminuye la porosidad, el índice de estabilidad de agregados, la conductividad hidráulica del suelo y la disponibilidad de nutrientes, lo que reduce la calidad del mismo (Batey, 2009). En consecuencia, se crean problemas de enraizamiento en las plantas y una reducción en el rendimiento de los cultivos (FAO, 2016).

2.3. Suelos volcánicos (Andisol)

Los Andisoles, de acuerdo con la clasificación del Soil Survey Staff (1999), son un tipo de suelo que se desarrollan a partir de eyecciones volcánicas (cenizas volcánicas, piedra pómez y lava) y cuya fracción coloidal está dominada por minerales de bajo grado de ordenamiento o complejos de aluminio y humus. En condiciones de meteorización húmeda, la composición de la fracción coloidal forma un continuo entre complejos puros de Al-humus y alófano/imogolita,

dependiendo del pH y las características de la materia orgánica del ambiente de meteorización (Krasilnikov *et al.*, 2013).

Para propósitos de manejo de suelos, los Andisoles se dividen en dos grupos según la composición mineralógica de los horizontes superficiales (horizontes A) y la disponibilidad de Al^{3+} , el cual es un factor crítico que regula la formación de Andisoles alofánicos y no alofánicos: (i) los Andisoles alofánicos son dominados por alófano e imogolita, y (ii) los Andisoles no alofánicos están dominados por complejos Al-humus y silicatos de capa 2:1 (Shoji, 1985).

- (i) Los Andisoles alofánicos dominados por alofano/imogolita se forman en ambientes intemperizados con valores de pH de 5 a 7 y un bajo contenido de compuestos orgánicos complejantes (Ugolini y Dahlgren, 1991). Según Shoji & Fujiwara (1984), los Andisoles alofánicos se forman en materiales parentales básicos como el basalto o basalto andesítico que tienen vidrio volcánico coloreado y climas con menos de 1000 mm de precipitación. Estas condiciones favorecen valores de pH más altos ($pH \geq 5$), lo que promueve la formación de polímeros de Al^{3+} en relación con los complejos Al-humus. Los polímeros de Al^{3+} pueden reaccionar con sílice y formar alófano/imogolita (Shoji *et al.*, 1993).
- (ii) Los Andisoles no alofánicos se forman en ambientes pedogénicos que son ricos en materia orgánica y tienen valores de $pH \leq 5$ (Shoji & Fujiwara, 1984). Los depósitos volcánicos de base pobre (por ejemplo, riolítico, dacítico o andesítico) que tienen vidrio volcánico incoloro y precipitaciones superiores a 1000 mm son dos factores que contribuyen a la acidificación del suelo (Dahlgren & Ugolini, 1989). A valores de pH inferiores a 5, los ácidos orgánicos son el donante de protones dominante, lo que reduce el pH y el Al^{3+} activo soluble mediante la formación de complejos Al-humus. Así mismo, se incorpora Al^{3+} activo soluble en la capa intermedia de silicatos de capa 2:1 cuando están presentes (Dahlgren y Ugolini, 1989). En estas condiciones, el humus y los silicatos en capa 2:1 compiten efectivamente por el Al^{3+} disuelto, dejando poco Al^{3+} disponible para la coprecipitación con sílice para formar materiales de aluminosilicatos, como alófano/imogolita (Shoji *et al.*, 1993).

2.3.1. Propiedades físicas, químicas y biológicas

La presencia de materiales no cristalinos y humus en los Andisoles genera propiedades físicas, químicas y biológicas particulares como: predominio de carga variable, alta capacidad de retención de agua, alta retención de fosfatos, baja densidad aparente, alta friabilidad y formación de agregados de suelo estables (Dahlgren, *et al.*, 2004).

- (i) Físicas: Los Andisoles se caracterizan por una baja densidad aparente (0.5-0.8 g/cm³), agregados estables, alta porosidad, alta retención de agua, alta permeabilidad y friabilidad (71-78 %) (Dahlgren *et al.*, 2004; Takahashi & Dahlgren, 2016). Las arenas son minoritarias y tienen una enorme capacidad de retención de humedad tanto a capacidad de campo como en el punto de marchitez (Sánchez-Espinosa & Rubiano-Sanabria, 2015).
- (ii) Químicas: Debido a la presencia de materiales amorfos inorgánicos (alófano, imogolita y ferrihidrita) y orgánicos (ácidos húmicos y fúlvicos), los Andisoles poseen una alta capacidad de intercambio catiónico (39.5 cmol kg⁻¹), alto contenido de Al³⁺ y Fe³⁺ activo, baja saturación de bases (< 30 %), un pH moderadamente ácido (5.1-5.5) y alta retención de fosfatos (> 55 %) (Alcalá *et al.*, 2009). Esto último debido a que los materiales amorfos (alófano, imogolita, ferrihidrita, hidróxidos de Al³⁺ y Fe³⁺ y los complejos órgano-minerales) protonan en condiciones de pH moderadamente ácido (5-6) y, por tanto, adquieren una carga superficial positiva sobre la cual iones fosfato (HPO₄²⁻ y H₂PO₄⁻) se adsorben (Takahashi & Dahlgren, 2016). A medida que crecen los oxi-hidróxidos, los iones fosfato inicialmente adsorbidos en su superficie se ocluyen en estas fases minerales (Galván-Tejeda *et al.*, 2014). En suelos ácidos, la mayor retención de P ocurre con el Fe³⁺ a un pH de 3 y con Al³⁺ a un pH de 5.5 (Weihrauch & Opp, 2018).
- (iii) Biológicas: La actividad microbiana no es muy alta en los Andisoles debido a la deficiencia de fósforo (P), el pH ácido a débilmente ácido y la alta estabilidad de la materia orgánica (Nishio, 1996). La adición de fosfatos a los Andisoles con pH

superior a 5 aumenta el número de bacterias aeróbicas, actinomicetos y hongos y mejora la respiración del suelo. La forma principal de P en las tefras riolíticas a andesíticas frescas es la apatita (Nanzyo & Yamasaki, 1998). Este mineral juega un papel importante en la producción de cultivos sin fertilización con P y en la revegetación de áreas con espesa deposición de ceniza volcánica (Nanzyo, 2002). La biotita también es un componente menor de la ceniza volcánica, pero puede liberar fácilmente K^+ , uno de los principales nutrientes esenciales de las plantas, desde una capa intermedia, lo que da como resultado en la formación de vermiculita trioctaédrica (Nanzyo *et al.*, 2001). Los Andisoles alofánicos y no alofánicos muestran efectos contrastantes en el comportamiento del Al^{3+} extraíble con KCl y soluble en agua (Takahashi & Dahlgren, 1998). Estas formas de Al^{3+} son tóxicas para muchos cultivos sensibles, pero muestran un efecto supresor contra la sarna de la papa (*Streptomyces sarna*, Thaxter) y la pudrición de la raíz del frijol (*Fusarium solani*, Mart). El contenido de estas formas de Al^{3+} es alto en Andisoles no alofánicos y bajo en Andisoles alofánicos. Se considera que una alta concentración de Al^{3+} de 0.3 mg L^{-1} o más en el extracto acuoso proporciona resistencia a la sarna de la papa (Mizuno *et al.*, 1998; Furuya *et al.*, 1999).

2.4. Ciclaje de fósforo en el suelo

El fósforo (P) es un nutriente esencial para los seres vivos y en los ecosistemas terrestres se encuentra en tres acervos: en la roca madre, el suelo y los organismos vivos (Ruttenberg, 2014). El P de la roca madre forma parte de diversos minerales como la apatita que, al estar expuesta a la intemperie y los ácidos orgánicos secretados por plantas y microorganismos, se solubiliza y pasa a la solución del suelo (Ruttenberg, 2014). Posteriormente, las plantas o los microorganismos absorben el P y, cuando éstas mueren, se descomponen (Ruttenberg, 2014). El P que no es absorbido se retiene en las partículas del suelo o en la fracción mineral y las plantas difícilmente lo adquieren (Mackey & Paytan, 2009).

2.5. Concentración y formas de fósforo en el suelo

El contenido total de P en el suelo varía de 200 - 3000 mg P kg⁻¹, sin embargo, solo una pequeña fracción se encuentra en forma soluble (0.002 - 2 mg P kg⁻¹) y disponible para las plantas (Fardeau, 1996). El P que se encuentra en la solución del suelo no se encuentra de forma elemental, sino como ion difosfato (H₂PO₄⁻) en suelos ácidos y ion fosfato (HPO₄⁻) en suelos básicos (Weihrauch & Opp, 2018).

En el suelo, el P se encuentra en tres acervos importantes: P lábil, moderadamente lábil y no lábil (Hedley *et al.*, 1982). El P lábil está constituido por el Pi biodisponible que está en la solución del suelo, así como el Po y Pi estabilizado y potencialmente disponible. El P moderadamente lábil es una forma de P estable que, en suelos ácidos, está constituido por Pi unido a sesquióxidos de Al y Fe y Po mineralizable que constituye una fuente importante de P para las plantas (Kruse *et al.*, 2015). El P no lábil se encuentra ocluido en el núcleo de las arcillas y humus y lo conforman formas estables de Pi (apatita, estrengita y variscita) y Po (monoesteres) (Henríquez, 2015). En todos los acervos, el P inorgánico y orgánico ésta sujeto a diversos procesos físico-químicos que regulan su solubilidad y disponibilidad para la planta (Mackey & Paytan, 2009; Roberts *et al.*, 2015).

2.5.1. Fósforo inorgánico

El fósforo inorgánico (Pi) representa aproximadamente del 35 al 70 % del P total del suelo (Hedley *et al.*, 1982). El Pi se encuentra en formas solubles e insolubles y, su forma más abundante, es el ortofosfato que, generalmente, se une con el Al³⁺, Fe³⁺ y Ca²⁺ (Mackey & Paytan, 2009). Los minerales primarios de P, como la apatita, la estrengita y la variscita, son formas de Pi estable, cuya liberación a la solución del suelo es extremadamente lenta (Shen *et al.*, 2011). Por el contrario, los minerales secundarios como los fosfatos de Al³⁺, Fe³⁺ y Ca²⁺ son más solubles, pero la solubilidad depende de la capacidad de adsorción y pH del suelo (Oelkers & Valsami-Jones, 2008). En suelos ácidos, el Pi se adsorbe predominantemente a óxidos e hidróxidos de Al/Fe, como la gibsitita, la hematita y la goethita, mientras que, en suelos neutros

y calcáreos, la retención de P está dominada por reacciones de precipitación en la superficie con el Ca (Parfitt, 1989).

2.5.2. Fósforo orgánico

El fósforo orgánico (Po) del suelo está presente como monoésteres de ortofosfato, incluidos los fosfatos de inositol, di-ésteres de ortofosfato, polifosfatos y fosfonatos orgánicos (Condrón *et al.*, 2005) y representa del 30 al 65 % del P total del suelo (Frossard *et al.*, 2000). El Po tiene una gran influencia en la biodisponibilidad de P en el suelo (Turner *et al.*, 2007) y su transformación está regulado por los procesos de mineralización e inmovilización mediados por microorganismos del suelo y las raíces de las plantas a través de excreción de ácidos orgánicos y fosfatasas (Shen *et al.*, 2011). En general, la humedad del suelo, la temperatura, las propiedades fisicoquímicas y el pH del suelo regulan estos procesos de transformación (Turner *et al.*, 2007). En el perfil del suelo, el mayor contenido de Po se encuentra en la superficie donde la materia orgánica es más abundante (Weihrauch & Opp, 2018). En proporciones relativas, los suelos agrícolas contienen entre 25 a 50 % de Po, mientras que, en suelos de bosque, la proporción es mayor, de 70 a 80 % (Achat *et al.*, 2009; Nash *et al.*, 2014).

2.5.3. Fósforo en la biomasa microbiana

Los microorganismos constituyen una reserva importante de P en el suelo y median varios procesos clave en el ciclo biogeoquímico del P (Oberson & Joner, 2005). La absorción microbiana de P, su posterior liberación y redistribución afectan fuertemente su disponibilidad en ecosistemas naturales y agrícolas (Oehl *et al.*, 2004). Los microbios facilitan la meteorización, la mineralización y la solubilización de las fuentes de P no biodisponibles, haciendo que el ortofosfato esté disponible para las comunidades microbianas y vegetales (Mackey & Paytan, 2009). En sistemas naturales, los microorganismos aportan Po en el orden de 8 a 24 % del P total, mientras que, en suelos agrícolas, el aporte es de 0.5 a 2.5 % P total (Bünemann, 2015; Kruse *et al.*, 2015).

2.6. Procesos que regulan el ciclaje de fósforo

Diversos procesos fisicoquímicos (adsorción-desorción, precipitación) y biológicos (inmovilización y mineralización) regulan el ciclaje de P en el suelo (Mackey & Paytan, 2009).

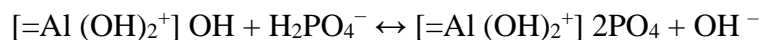
2.6.1. Procesos físicos y químicos

2.6.1.1. Adsorción

La adsorción refiere a la unión de los fosfatos a la superficie de las partículas del suelo y puede ser de naturaleza electrostática, entre los iones fosfato con las partículas del suelo (fisio-adsorción) (Blume *et al.*, 2010). O bien, de tipo química, entre los iones fosfato y los grupos reactivos presentes en la superficie de las arcillas (quimio-adsorción) (Blume *et al.*, 2010).

2.6.1.2. Fisio-adsorción

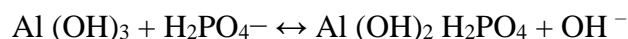
Este tipo de adsorción refiere a la atracción electrostática entre los iones fosfato (aniones) y las partículas de la superficie del suelo (cationes):



Los fosfatos adsorbidos pueden ser reemplazados fácilmente por otros iones con la misma carga, debido a su reducida energía (Weihrauch & Opp, 2018).

2.6.1.3. Quimio-adsorción

La quimio-adsorción consiste en la formación de enlaces más fuertes entre los iones fosfato y los grupos reactivos presentes en la superficie del suelo.



Este proceso requiere más tiempo y los fosfatos adsorbidos no se reemplazan fácilmente por otros iones (Weihrauch & Opp, 2018).

2.6.1.4. Precipitación

La precipitación es un proceso químico que consiste en la adsorción de P en la superficie de las partículas del suelo y la formación de uniones multi-nucleares que, con el tiempo, se precipitan como sólidos (Dahlgren *et al.*, 2004). Este proceso ocurre en suelos calcáreos por la presencia de iones de Ca^{+2} y en suelos con Al^{+3} y Fe^{+3} (Takahashi & Dahlgren, 2016).

2.6.2. Procesos biológicos

2.6.2.1. Inmovilización

La inmovilización es el proceso por el cual el P_i disponible es extraído de la solución del suelo durante un periodo de tiempo, ya sea por una inmovilización transitoria, o bien, debido a la formación de precipitados insolubles (Oberson & Joner, 2005). En la primera, los microorganismos incorporan el P de la solución del suelo en el interior de sus células y cuando mueren, el fosfato se libera al suelo (Mackey & Paytan, 2009). En la segunda, el fosfato que proviene de la biomasa microbiana reacciona con los cationes del suelo y forma precipitados insolubles (variscita, strengita, fosfato monocálcico o dicálcico). Durante este proceso de inmovilización, el fosfato se retiene durante un mayor tiempo en comparación a la inmovilización transitoria (Mackey & Paytan, 2009).

2.6.2.2. Mineralización del fósforo orgánico

La mineralización es un proceso que media la biomasa microbiana para transformar el P_o en P_i (Oberson & Joner, 2004). La mineralización de P_o se produce principalmente a partir de tres fuentes de P_o : microorganismos, materia orgánica del suelo y materiales orgánicos recién añadidos (por ejemplo, residuos vegetales, estiércol animal, compost) (McLaughlin *et al.* 1988; Oberson & Joner 2004) y consiste en diferentes procesos como mineralización basal y remineralización (Oberson & Joner 2004). La mineralización basal de P es la mineralización bruta de la materia orgánica del suelo, excluyendo la materia orgánica recién agregada (Oberson & Joner 2004). La mineralización puede ser de naturaleza (i) bioquímica o (ii) biológica.

(i) Mineralización bioquímica

La mineralización bioquímica es la liberación de P_i de compuestos orgánicos mediante hidrólisis por enzimas extracelulares (Oberson & Joner 2004; Stewart & Tiessen 1987). Por lo tanto, la mineralización bioquímica de P_o está regulada por la disponibilidad de P en el suelo y por la demanda del nutriente por parte de la biomasa microbiana (Richardson, 1994). En general, las fosfatasas son las responsables de mineralizar los sustratos de P_o tanto en materiales microbianos como vegetales (Iqbal, 2009).

(ii) Mineralización biológica

En la mineralización biológica, el P_i contenido en la materia orgánica se libera durante el proceso de oxidación del C por la actividad de los microorganismos del suelo que demandan energía (Bünemann, 2015). Por lo tanto, este tipo de mineralización está impulsada por la necesidad de C para obtener energía en lugar de la demanda de P (Simpson *et al.*, 2011).

2.6.3. Factores abióticos y bióticos que afectan la mineralización

Diversos factores abióticos como la temperatura (< 8 y > 40 °C) y humedad (entre 60 y 70 %), químicos (pH < 5 y > 8 ; C: N > 20 y C: P ≤ 200) y biológicos (tipo y abundancia de microorganismos) pueden afectar la mineralización biológica de P_o (Grzyb *et al.*, 2020). En general, una relación C: P ≤ 200 promueve la mineralización de las formas orgánicas de P (Bünemann, 2015).

2.7. Estrategias de manejo que mejoran el ciclaje de fósforo en el suelo

El uso persistente de prácticas agrícolas convencionales como la labranza extensiva, el retiro de residuos vegetales o quema de éstos alteran el ciclaje de P (Verhulst *et al.*, 2015). Existen diversas estrategias que ayudan al incremento de la mineralización de P_o , la biodisponibilidad

de P y la productividad agrícola (PND, 2019-2024). Entre éstas, destacan la reducción del uso de insumos externos (fertilizantes minerales y herbicidas) y la implementación de procesos ecosistémicos regulatorios internos que mantienen la calidad del suelo (Bommarco *et al.*, 2013). Por ejemplo, las raíces y la microbiota del suelo interactúan en una multitud de formas y, colectivamente, realizan múltiples funciones, como la mejora de la disponibilidad de nutrientes, la prevención de plagas y enfermedades, el almacenamiento de carbono, la capacidad de retención de agua y la mineralización de nutrientes (Bender *et al.*, 2015). Otras prácticas de manejo agrícola, como la labranza mínima y la retención de residuos vegetales, incrementan la biodiversidad del suelo (Verhulst *et al.*, 2015; Smith *et al.*, 2016) y mejoran la mineralización de los nutrientes como el P (Bender *et al.*, 2015).

2.7.1. Agricultura de conservación

La agricultura de conservación (AC) es un conjunto de prácticas que mejoran el manejo de los agroecosistemas de una manera sostenible, incrementan la productividad de los cultivos y mejoran la biodisponibilidad de P (Corsi *et al.*, 2012). En este tipo de agricultura se revierten los efectos negativos de las prácticas agrícolas convencionales, como la erosión, compactación, la disminución de la materia orgánica del suelo (MOS) y la pérdida de agua (Kassam *et al.*, 2019). La AC se basa en los siguientes principios: (i) mínima perturbación mecánica del suelo mediante siembra directa y trasplante de plántulas con labranza mínima o nula; (ii) diversificación de especies a través de asociación o rotación de cultivos que involucre cultivos anuales o perennes y (iii) cobertura orgánica permanente del suelo con cultivos de cubierta y residuos vegetales (Corsi *et al.*, 2012; Kassam *et al.*, 2019). Estas prácticas permiten el desarrollo de las raíces y la proliferación de microorganismos benéficos que realizan múltiples funciones como la prevención de plagas y enfermedades, el almacenamiento de carbono, la capacidad de retención de agua y la mineralización de P (Bommarco *et al.*, 2013).

2.7.2. Labranza de conservación

La labranza es un término que refiere a la manipulación mecánica del suelo antes de la siembra y consiste en remover el suelo para controlar la proliferación de arvenses, evitar la compactación

y facilitar la circulación del agua de riego (Reicosky, 2015). En general, existen dos tipos de labranza: (i) la labranza convencional que consiste en la remoción del suelo mediante maquinaria y (ii) la labranza de conservación que consiste en la mínima o nula remoción del suelo y en la permanencia de una cobertura vegetal que minimiza el riesgo de erosión (Busari *et al.*, 2015).

En los sistemas agrícolas convencionales, la labranza intensifica la pérdida de COS, altera la diversidad biológica del suelo e incrementa la erosión por viento y lluvia (Dumanski & Peiretti, 2013). Por el contrario, la labranza de conservación evita la pérdida de suelo y agua y favorece la agregación (25-30 %) de residuos del cultivo en la superficie del suelo (Reicosky, 2015), reduce la erosión y promueve la acumulación de carbono orgánico, biomasa microbiana y nutrientes esenciales como las formas lábiles de P (Reicosky, 2015).

Diversos estudios demuestran que la conversión de labranza convencional a una de conservación mejora la estructura del suelo, incrementa el COS, la humedad, la infiltración de agua, la diversidad microbiana, disminuye la erosión, las fluctuaciones en la temperatura y mejora la capacidad reguladora del suelo y rendimiento de los cultivos (Seitz *et al.*, 2018; Skaalsveen *et al.*, 2019; Bolo *et al.*, 2021). Ahmed *et al.* (2020), confirmaron que la labranza cero con adición de paja en suelos cultivados con arroz (Haerbin y Ningxiang) incrementó las reservas de P lábil (29 y 64 %) y moderadamente lábil (33 y 19 %), en comparación a la labranza convencional.

2.7.3. Diversificación de cultivos

La diversificación de cultivos es una práctica de la agricultura de conservación que consiste en la asociación y rotación de especies vegetales, la cual ofrece una fuente de alimentación diversa para los microorganismos del suelo (FAO, 2015; Farooq & Siddique, 2015). Los cultivos asociados favorecen una mayor interacción interespecífica y diversidad en un mismo espacio (Li *et al.*, 2014). Según la FAO (2015), la diversificación de cultivos aporta los siguientes beneficios: (i) incrementa la porosidad y aireación del suelo, debido a la diversidad de sistemas radicales, (ii) disminuye la erosión y compactación del suelo, (iii) incrementa la eficiencia en el

uso de agua y nutrientes por la exploración de las raíces en los diferentes estratos del perfil del suelo, (iv) aumenta el contenido de materia orgánica y disponibilidad de nutrientes (C, N y P) por la agregación de residuos vegetales de los cultivos asociados, (v) reduce la infestación por plagas y enfermedades e (vi) incrementa la diversidad en la producción y el rendimiento de los cultivos.

Diversos estudios han señalado las ventajas de esta estrategia. Duche-García (2020) señalaron que, la diversificación de cultivos (maíz-frijol) intercalada con árboles frutales (manzano) disminuye la densidad aparente (de 1.8 a 0.9 g cm³), incrementa la acumulación de materia orgánica (2.3 a 5.8 %) y favorece la proliferación de grupos microbianos benéficos, con respecto a un sistema de monocultivo de maíz y manzano. Por otro lado, Moreno-Espíndola *et al.* (2018) mencionaron que, un sistema de milpa (maíz-frijol-calabaza) con manejo orgánico favorece el aumento del contenido de C orgánico (1.8 veces mayor), el C en la biomasa microbiana (1.3 veces) y la mineralización de C y N (2 veces), en comparación a un sistema de maíz convencional.

En general, los sistemas con cultivos asociados favorecen la adquisición de P, debido a la diversidad de sistemas radicales y la complementariedad entre las especies intercaladas que aprovechan las distintas reservas de P del suelo (Pi y Po) (Li *et al.*, 2008). Por ejemplo, Cu *et al.* (2005), observaron que, en un sistema intercalado de trigo (*Triticum aestivum*) y altramuz blanco (*Lupinus albus*), favorece una mayor absorción de distintas formas de Pi del suelo. Li *et al.* (2003), demostraron que el garbanzo (*Cicer arietinum*) movilizó más Po del suelo, mientras que, con el trigo intercalado, se incrementó la concentración de Pi disponible. Li *et al.* (2008) evaluaron las diferentes fracciones de Pi y Po en sistemas de cultivos asociados de trigo (*Triticum durum*) y frijol (*Phaseolus vulgaris*). El estudio reveló que bajo el sistema de cultivos asociados las especies de plantas acceden a diferentes acervos de P en el suelo en comparación con los monocultivos de frijol y trigo, lo que disminuye la competencia por el recurso (P).

2.7.4. Cultivos de cobertura

Los cultivos de cobertura son especies vegetales que: (i) mejoran la calidad del suelo, (ii) previenen la erosión del suelo, (iii) mantienen la diversidad vegetal y microbiana, (iv)

incrementan la disponibilidad de nutrientes y agua y (v) mantienen la producción agrícola (Sharma *et al.*, 2018; Delgado *et al.*, 2020). Estos cultivos se intercalan durante los periodos de labranza, es decir, entre la cosecha y el establecimiento del cultivo principal, utilizando la humedad residual. Su crecimiento se interrumpe antes de la siembra del cultivo principal y, generalmente, se integran como residuos vegetales (FAO, 2015).

El uso de cultivos de cobertura en un sistema agrícola integrado reduce la demanda de fertilizantes fosfatados y, los cultivos posteriores, absorben el P acumulado en la biomasa del cultivo después de su descomposición (Soltangheisi *et al.*, 2020). En general, entre mayor sea la capacidad de la especie vegetal para adquirir el P del suelo, mayor será su contribución en el ciclaje del mismo (Damon *et al.*, 2014). La contribución del residuo vegetal en el ciclaje de P dependerá del tipo y manejo del residuo y de las condiciones fisicoquímicas y biológicas del suelo (Nachimuthu *et al.*, 2009).

2.7.5. Uso y tipo de residuos vegetales

Los residuos vegetales (RV), retenidos como mantillo, tienen efectos sobre los componentes y procesos estructurales del suelo que, consecuentemente, mejoran la producción de los cultivos (Ranaivoson, *et al.*, 2017). Los residuos vegetales son una fuente importante de materia orgánica que ingresa al suelo para reciclar los nutrientes y mejora las propiedades físicas, químicas y biológicas de éste (Kumar & Goh, 2000). La alta retención de residuos vegetales en el suelo aunado a la labranza cero o mínima puede disminuir la compactación del suelo y su erosión (Singh & Rengel, 2007). La adición de residuos vegetales en sistemas de labranza convencional o de conservación favorece el contenido y calidad de la materia orgánica del suelo (Álvarez, 2005). Woyessa & Bennie (2004), demostraron que la aplicación de 1.5 a 4.5 t de materia seca ha⁻¹ de residuos vegetales de maíz y trigo disminuyeron la erosión en un 36 y 50 %, respectivamente. Similarmente, Shahbaz *et al.* (2017) indicaron que la adición de residuos vegetales de trigo (*Triticum aestivum* L.), en un suelo cultivado con cereales, incrementó el C en la biomasa microbiana (28 a 85 %) y la mineralización de la materia orgánica en 15 %.

En general, las leguminosas y los cereales se utilizan como cultivos de cobertura y, posteriormente, como residuos vegetales. Las leguminosas se utilizan por su capacidad para fijar nitrógeno atmosférico, atraer insectos benéficos, controlar la erosión, agregar materia orgánica y secuestrar el COS (Poeplau & Don, 2015; Magdoff & Van Es, 2021). Los cereales, por otro lado, se utilizan para evitar la erosión debido a que desarrollan profusos sistemas radicales y, debido a la producción de alta cantidad de materia seca, son útiles para aportar materia orgánica al suelo. Los cultivos de cobertura, regularmente, se les utiliza durante la etapa vegetativa, ya que una relación de C: N > 30 dificulta su descomposición y su aporte al ciclaje de P en el suelo (Magdoff & Van Es, 2021).

2.7.6. Contribución de los residuos vegetales en el ciclaje de fósforo

El tipo y calidad de los residuos vegetales afectan la composición, estructura y actividad microbiana en el suelo (Singh & Rengel, 2007). Una vez que éstos se adicionan, los microorganismos degradan primero los compuestos de carbono solubles, como los carbohidratos y los aminoácidos y, posteriormente, los compuestos estables como la lignina, la celulosa y polifenoles (Damon *et al.*, 2014). Durante el proceso de descomposición, se liberan nutrientes (N y P) que son esenciales para el crecimiento de las plantas y los microorganismos del suelo (Iqbal, 2009). Los residuos de cultivos contienen nutrientes en formas inorgánicas disponibles para las plantas, o bien, ligados a compuestos orgánicos. En éstos últimos deben ocurrir procesos biológicos (mineralización-inmovilización) que los transformen a formas disponibles para las plantas. Una vez que los residuos vegetales se aplican en el suelo, la biomasa microbiana los coloniza y después los mineraliza a formas inorgánicas (Singh & Rengel, 2007).

Después de que los RV se descomponen, el P liberado del tejido puede formar parte del P disponible en la solución del suelo; o bien como un acervo de Po mineralizable o estable (Noack *et al.*, 2012). Los RV constituyen un componente importante del P biodisponible en el suelo, ya que un alto contenido de P en el tejido vegetal ($\geq 0.3\%$) agiliza la mineralización del Po y reduce los puntos de sorción de los fosfatos (Kwabiah *et al.*, 2003). En general, se requieren aproximadamente cuatro semanas para que se libere el Pi contenido en las células de los RV (proteínas, azúcares, ADN/ARN y di-ésteres) (Damon *et al.*, 2014). La liberación de Po

recalcitrante, por el contrario, es más lenta, debido a la presencia de monoésteres en el tejido vegetal, carbono orgánico humificado y a la reducción de la biomasa microbiana por el agotamiento de los compuestos de fácil descomposición (35 semanas) (Jalali & Ranjbar, 2009).

Diversos estudios demuestran la contribución de los RV en el ciclaje de P (Wang *et al.*, 2011; Maltais-Landry & Frossard, 2015; Espinosa *et al.*, 2017). Wang *et al.* (2011) evaluaron, en un sistema de rotación de trigo-maíz, el efecto del tipo de labranza (cero y convencional) y adición de residuos de trigo (3.7 y 7.5 t ha⁻¹) y maíz (4 y 8 t ha⁻¹) en la concentración de P total, P_o y P_i disponibles en el suelo. Los resultados señalaron que, un menor movimiento del suelo (labranza cero) y mayor adición de RV, promueve un incremento de la biodisponibilidad de P_o (33 %) y P total (13 %) con respecto a la labranza convencional. Sin embargo, el P_i biodisponible se mantuvo inalterable al tipo de RV adicionado al suelo.

Maltais-Landry & Frossard (2015) estudiaron el efecto de la adición de residuos vegetales (15 mg P kg⁻¹) de leguminosas (haba y arveja) y cereales (centeno y avena) en un suelo con una baja (13 mg kg⁻¹) y alta disponibilidad de P (27 mg kg⁻¹) en las reservas del suelo: biodisponible, P microbiano y P_o. El estudio reveló que, independientemente del tipo de RV usado, la concentración de P_i y P_o fue mayor (47 y 18 %) que el obtenido en el suelo sin residuo. La adición de RV de leguminosas, por el contrario, incrementó el P microbiano (45 %) en el suelo con una baja disponibilidad de P.

Espinosa *et al.* (2017) evaluaron el efecto de la adición (10 g kg⁻¹) de residuos jóvenes (canola, garbanzo y altramuza) y maduros (canola y garbanzo) en el crecimiento del trigo (peso seco y P_i) y las reservas disponibles de P (P disponible y P microbiano) en el suelo. Los resultados demostraron que el mayor aporte de P al crecimiento de trigo provino de los residuos vegetales jóvenes. Éstos contribuyeron en el incremento de materia seca (0.9 g planta⁻¹) y P_i (2.6 mg g⁻¹), con respecto a los residuos maduros (0.3 g planta⁻¹; 1.6 mg g⁻¹), respectivamente. Un beneficio adicional del residuo fue su aporte en la disponibilidad de P en el suelo (65 µg g⁻¹) y, en mayor escala, en el P microbiano (15 µg g⁻¹).

Desde el punto de vista agrícola, los residuos vegetales representan un acervo importante de P para el suelo y cultivos subsecuentes (Noack *et al.*, 2012). Los RV son fuentes de P para la biomasa microbiana y contribuyen en el ciclaje de P y biodisponibilidad para el cultivo a través de procesos de mineralización e inmovilización (Singh & Rengel 2007; Damon *et al.*, 2014; Noack *et al.*, 2014). Este ciclaje depende mayormente de los siguientes factores: (i) la calidad del residuo vegetal, es decir, su composición química y bioquímica y (ii) el destino del P, en los diferentes acervos del suelo una vez que éste fue mineralizado (Damon *et al.*, 2014).

2.7.6.1. Calidad y formas de fósforo en el residuo vegetal

La cantidad y formas de P en los residuos vegetales influyen en la biodisponibilidad inmediata de P en el material residual y en reacciones subsecuentes con los constituyentes del suelo (Damon *et al.*, 2014). Las características de P de los residuos de cultivos dependen de factores ambientales (humedad y temperatura), condiciones del suelo (densidad aparente, textura, pH) y de la edad fisiológica del cultivo (vegetativa, reproductiva y madurez fisiológica) del cual derivan (Iqbal, 2009). Las diferentes formas de P que contienen los residuos vegetales se han identificado mediante fraccionamiento químico secuencial y estas formas varían dependiendo del estado fenológico de la planta (Noack *et al.*, 2014). Dentro del tejido vegetal se han identificado cinco formas principales de P: (i) P inorgánico (25 a 75 %), (ii) fosfolípidos (10 a 40 %), (iii) ácidos nucleicos (ADN y ARN) (5 a 30 %), (iv) ésteres y (v) P residual (Bielecki, 1968). En la etapa vegetativa, el contenido de P_i soluble varía de 60 a 80 %, mientras que, en etapa reproductiva, la proporción de P_i disminuye de 40 a 60 % (Damon *et al.*, 2014). La concentración de P total en el RV también varía de acuerdo con la etapa fenológica. Por ejemplo, en etapa vegetativa (44 a 54 días después de la siembra), la concentración de P varía de 10 mg g⁻¹ en avena, 7.1 mg g⁻¹ en centeno, 3.7 mg g⁻¹ en haba y 6.3 mg g⁻¹ en arveja (Maltais-Landry & Frossard, 2015), mientras que, en etapa de madurez fisiológica, ésta se reduce a 3.6 mg g⁻¹ en trigo, 3.6 mg g⁻¹ en cebada, 5 mg g⁻¹ en avena, 3.8 mg g⁻¹ en chícharo, 4.1 mg g⁻¹ en frijol y 3.4 mg g⁻¹ en lupin blanco (Noack *et al.*, 2012).

Durante el crecimiento vegetativo, la concentración de P celular se regula en el citoplasma y el excedente se almacena en la vacuola (Shane *et al.*, 2004). La cantidad de P_i varía entre 20 y

50 % del P total en las hojas, según la disponibilidad de P (Kakie, 1969). El Pi citoplasmático (Pi metabólicamente activo) varía de 0.1-0.8 mg P g⁻¹ de materia seca (Veneklaas *et al.*, 2012). Este Pi, junto con el que se almacena en la vacuola, es soluble en agua y se encuentra disponible para la absorción de plantas/microbios (o sorción en el suelo), una vez que éste regresa al suelo (White & Hammond, 2008).

Durante la maduración del grano, el P se transfiere desde los órganos vegetativos al grano en desarrollo y se almacena principalmente como fitato (Marschner, 2012). En cereales, es común que entre 80 % y 90 % del contenido total de P de la planta se exporte al producto cosechado y, por tanto, la concentración de Pi en el grano sea inferior al que se encuentra en el residuo (Weng-Feng *et al.*, 2020). Sin embargo, la partición de P entre grano y rastrojo/raíces en la madurez depende en gran medida del genotipo y ambiente. Por ejemplo, el índice de cosecha P (ICP, o proporción de P total de la planta destinado al grano a la madurez) del trigo puede oscilar entre 30 y 90 % dependiendo del genotipo y ambiente (Batten, 1992). En cambio, en canola el ICP varía de 70-80 % (Rose *et al.*, 2008). La diferencia en la proporción de Pi en residuos vegetales jóvenes, en comparación con la alta proporción de fitato en la semilla, puede afectar sustancialmente la mineralización del P contenido en los residuos (Noack *et al.*, 2012).

Al respecto, diversos estudios realizados con abonos verdes (Jackson *et al.*, 1996; Schultz & French, 1976) y rastrojo de trigo (Schultz & French, 1976), leguminosas (Schultz & French, 1978) y canola (Schultz & French, 1978; Rose *et al.*, 2008), señalaron que el estado de desarrollo del cultivo es un factor determinante en la cantidad de P contenido en el residuo vegetal. El estudio comparativo entre estas especies y su estado fisiológico demostraron que la cantidad de P proveniente de los residuos maduros del cultivo, una vez que se cosecha el grano, es menor (< 1 kg P ha⁻¹) a los residuos que provienen etapa de crecimiento vegetativo (> 30 kg P ha⁻¹).

Los residuos vegetales con una relación C: N > 30, alto contenido de lignina (90 g kg⁻¹ de materia seca) y bajo contenido de celulosa (280 g kg⁻¹ de materia seca) se descomponen lentamente y liberan cantidades menores de P (Ferreira *et al.*, 2014). Lo contrario sucede con los residuos con una menor relación de C: N (< 30), lignina (70 g kg⁻¹ de materia seca) y alto contenido de celulosa (460 g kg⁻¹ de materia seca) cuya rápida descomposición, favorece la liberación de P al suelo (Doneda *et al.*, 2012).

La concentración de P en el residuo vegetal es el factor determinante en el proceso de mineralización del P. Generalmente, el P se mineralizará si, la concentración de P en los residuos es mayor que 3 mg g⁻¹ o se inmovilizará si es inferior a 3 mg g⁻¹ (Kwabiah *et al.*, 2003; Iqbal, 2009). Es común que la inmovilización suceda cuando el contenido de P en el RV sea insuficiente para satisfacer el requerimiento de la biomasa microbiana (Noack *et al.*, 2014).

Los principales índices de calidad del residuo vegetal, en términos de su potencial para proporcionar P a cultivos subsecuentes, lo constituyen el P total y la relación C: P (Iqbal, 2009). Estos índices, sin embargo, no predicen que se mineralizará fácilmente el P; la concentración de N y la relación C: N, por el contrario, sí lo hacen (Noack *et al.*, 2012). Esto se debe a que existe una gran cantidad de P inorgánico en los residuos vegetales y su liberación puede ocurrir sin descomposición microbiana. Además, debe considerarse que el P se encuentra presente en diversas formas orgánicas como monoésteres, diésteres, fosfolípidos, ácidos nucleicos y fosfatos de inositol (Noack *et al.*, 2012). En el Cuadro 1 se muestra la concentración crítica de P y C: P que modula los procesos de mineralización e inmovilización (Iqbal, 2009).

Cuadro 1. Concentración crítica de P (%) y C: P en los residuos vegetales de diversas especies.

Tipo de residuo	% P	C: P	Referencia
Trigo, cebada, tomate, lechuga, alfalfa, trébol y frijol.	0.2	200	Fuller <i>et al.</i> (1956)
<i>Phalaris</i> y alfalfa	0.2	55	Barrow (1960)
Pastos de <i>Nardus</i> , <i>Agrostis</i> y <i>Festuca</i>	0.1		Floate (1970)
Paja y chícharo	-	112 - 501	Enwezor (1976)
Trébol blanco	-	150 - 300	Blair & Boland (1987)
Haba	-	123 - 251	White & Ayoub(1983)
18 especies de plantas	-	156 - 252	Kwabiah <i>et al.</i> (2003)
Trigo, canola, lupin, chícharo	0.2	253	Iqbal (2009)

Datos tomados de Noack (2014).

De acuerdo con Wendling *et al.* (2016), la composición química de los residuos vegetales, particularmente de leguminosas, puede maximizar el ciclaje de P en el suelo. Algunas plantas de leguminosas y cereales como el lupino blanco (*Lupinus albus*, L.), guandú (*Cajanus cajan*,

L.), centeno (*Secale cereale* (L.) M.Bieb.) y trigo (*Triticum aestivum*, L.) se utilizan como cultivos de cobertura por su capacidad para acceder a formas de P moderadamente lábiles y acumularlas en el vástago (Wasaki *et al.*, 2009). Posteriormente, éstas se utilizan como residuos vegetales para cultivos subsecuentes, los cuales absorben el P acumulado en su biomasa después de la descomposición (Soltangheisi *et al.*, 2020). El Cuadro 2 muestra la composición química de diversas leguminosas y cereales utilizadas como residuos vegetales.

Cuadro 2. Composición química del tejido en cereales y leguminosas.

Especie	Biomasa	N	P	K	C: N	Etapa fenológica
	t ha ⁻¹	g kg ⁻¹				
<i>Lens nigricans</i>	2.8	34.6	5.1	30.8	13.6	Vegetativa
<i>Pisum sativum</i>	3.3	36.2	5.2	31.6	11.0	Vegetativa
<i>Vicia faba</i>	7.8	22.1	3.4	24.9	21.4	Floración
<i>Avena strigosa</i>	6.5	18.9	3.4	33.2	24.1	Floración
<i>Sorghum sudanense</i>	5.8	18.4	3.5	26.8	26.4	Vegetativa

Datos tomados de Wendling *et al.* (2016).

2.7.6.2. Destino del fósforo de los residuos vegetales en el suelo

Los residuos vegetales aplicados al suelo pueden permanecer en la superficie o incorporarse mediante labranza (Noack *et al.*, 2012). El P contenido en el residuo se libera como P en solución, en la biomasa microbiana o constituye el P químicamente estable (Iqbal, 2009).

(i) Fósforo en solución

El P soluble que se libera de los residuos vegetales constituye entre el 40 y 80 %, una vez liberado a la solución del suelo, las plantas o los microorganismos lo absorben. O bien, se adsorbe o precipita con cationes de Al³⁺, Fe³⁺ y Ca²⁺ (Noack, 2014). La raíz absorbe el P de la solución del suelo predominantemente en la forma inorgánica (HPO₄⁻² y H₂PO₄), pero también lo puede adquirir del P lixiviado del residuo (Bücher, 2007). El tamaño del acervo de Pi en el

suelo, por tanto, deriva del Pi liberado de los residuos de cultivos y el proveniente de la biomasa microbiana que, una vez mineralizado, lo aporta a la solución del suelo (Oehl *et al.*, 2001; Bünemann *et al.*, 2004). Los procesos biológicos (mineralización e inmovilización) y biogeoquímicos (dilución y sorción) controlan la transformación, distribución y biodisponibilidad de P (Damon *et al.*, 2014).

(ii) Fósforo en la biomasa microbiana

La reserva microbiana de P es altamente dinámica porque los microorganismos reaccionan fácilmente a los cambios en la temperatura del suelo (8-35 °C), la humedad (65-80 %) y la disponibilidad de carbono (C) (Simpson *et al.*, 2011).

La adición de residuos vegetales estimula rápidamente el tamaño de la biomasa microbiana en el suelo. Dicho incremento es proporcional a la cantidad de C en el residuo y constituye el sustrato principal para la actividad microbiana en los suelos agrícolas (Bünemann *et al.*, 2004). La magnitud de la proliferación de la biomasa microbiana, sin embargo, también responde a la especie, edad fisiológica del residuo y factores ambientales. En promedio, la concentración de C en los residuos de cultivos es de 450 mg g⁻¹ (45 %) (Baldock, 2009).

La proliferación de la biomasa microbiana depende de la concentración de P en el residuo vegetal y la reserva de P en el suelo y su máximo crecimiento lo alcanza pocos días después de la adición del residuo (Oberson & Joner, 2005). A corto plazo, la mineralización neta ocurrirá si la cantidad de P soluble en los residuos es mayor al absorbido por la biomasa microbiana. Por el contrario, si el contenido de P del sustrato es insuficiente para cubrir la demanda, la biomasa microbiana absorberá el Pi de la solución del suelo y ocurrirá la inmovilización neta del Pi del suelo (Damon *et al.*, 2014). En general, debe existir una relación C: P flexible en la biomasa microbiana para satisfacer sus necesidades metabólicas y de crecimiento. En el suelo agrícola, la relación C: P en la biomasa microbiana varía de 10:1 a 35:1 (Oehl *et al.*, 2004; Bünemann *et al.*, 2007; Butterly *et al.*, 2010).

A pesar de que la relación C: P de la biomasa microbiana responde al P disponible en el suelo y el sustrato de C de los residuos vegetales, es factible que ésta también adquiera P de acervos de reducida labilidad (Bünemann *et al.*, 2004; Iqbal, 2009; Oberson *et al.*, 2011) y limitada disponibilidad de N y C (Bünemann *et al.*, 2004). Adicionalmente, el pH del suelo puede alterar la proliferación de la biomasa microbiana y su respuesta al sustrato del residuo. Es común que un pH bajo (< 5) en el suelo, decrezca el tamaño de la biomasa microbiana (Wardle, 1992), aumente la estabilidad del Po y disminuya la tasa de mineralización del mismo, particularmente en suelos ácidos (Dahlgren *et al.*, 2004; Li *et al.*, 2007).

Una vez que la biomasa microbiana mineraliza el residuo vegetal, las raíces pueden absorber el P liberado por la biomasa microbiana (Turner *et al.*, 2003). Sin embargo, a mediano plazo, el sustrato de C del residuo se agota y, consecuentemente, el tamaño de la biomasa microbiana y aporte de P (Oehl *et al.*, 2001; Bünemann *et al.*, 2004). A lo anterior, se suma el tipo de labranza (convencional o cero) que puede afectar el proceso de incorporación de los residuos vegetales al suelo y la dinámica de la mineralización del residuo (Daroub *et al.*, 2000).

(iii) Fósforo adsorbido en el suelo

El fósforo liberado por los residuos de cultivos en la solución del suelo suele adsorberse rápidamente en la superficie de las arcillas y, particularmente, en suelos con una alta capacidad de fijación de P (Noack, 2014). La química y mineralogía del suelo afecta los procesos de sorción del fosfato y su disponibilidad. Por ejemplo, en suelos tropicales dominados por sesquióxidos de hierro y aluminio, el Pi derivado de fertilizante o de residuos de cultivos, tiene una reducida disponibilidad para la planta y la biomasa microbiana, debido a que el fosfato está fuertemente adsorbido a estos complejos minerales (Takahashi & Dahlgren, 2016). El P orgánico, por otro lado, también puede ser liberado directamente del residuo vegetal al suelo, o bien a través de la lisis de las células microbianas. Sin embargo, los suelos con óxidos de hierro pueden adsorber el Po y limitar el proceso de mineralización y su liberación desde la biomasa microbiana (Celi & Barberis, 2005).

La adsorción y subsecuente estabilización del Po son los procesos químicos que más afectan el ciclaje de P, mayormente en suelos tropicales con alta capacidad de fijación de P y alto contenido de Po (Reed *et al.*, 2011). Las formas de Po conforman hasta el 80 % del P total en el suelo y están asociadas con el carbono orgánico del suelo (COS) o adsorbidas por los minerales del suelo (Celi & Barberis, 2005). Similarmente, la adsorción del Pi en los minerales del suelo limita la disponibilidad del P mineralizado de los residuos vegetales o del Pi proveniente de fertilizantes minerales (Damon *et al.*, 2014).

No obstante, la adición de residuos puede alterar indirectamente las propiedades físicas y químicas del suelo y su acervo de P. Cong & Merckx (2005) demostraron que la aplicación de residuos puede incrementar el pH, disminuir el Al^{3+} intercambiable e incrementar las cargas negativas en la superficie del suelo con un efecto neto en la solubilidad del Po y reducción de los sitios de sorción de Pi.

2.7.7. Manejo del residuo vegetal y absorción del fósforo por cultivos subsecuentes

El cultivo requiere de un adecuado suministro de P para su crecimiento y rendimiento (Grant *et al.*, 2001). La adición de residuos vegetales puede cubrir la demanda de P disponible para el crecimiento del cultivo (Iqbal, 2009). En general, los residuos vegetales contribuyen entre 1 a 44 % al crecimiento del cultivo subsecuente. Dicha contribución está regulada por diversos factores: (i) la ubicación, el manejo y la dosis de aplicación de residuos vegetales (Noack *et al.*, 2014). Por ejemplo, los residuos depositados en la superficie del suelo liberan lentamente el P, debido a las temperaturas variables y procesos de secado y humedecimiento extremos (Noack, 2014). Por el contrario, la aplicación de residuo vegetal triturado (< 2 mm) incrementa la superficie de contacto y la susceptibilidad al ataque de los microorganismos. Esto favorece la rápida descomposición del residuo y, por tanto, la liberación de P al suelo (Noack *et al.*, 2012). Diversos estudios demuestran estos hallazgos (Friesen & Blair, 1988; Lupwayi *et al.*, 2007). Lupwayi *et al.* (2007) señalaron que los residuos maduros de guisantes y canola colocados en la superficie del suelo como rastrojo liberaron entre 27 (0.4 kg P ha⁻¹) y 33 % (0.8 kg P ha⁻¹) del P total del residuo después de 52 semanas de incubación. Por el contrario, Friesen & Blair (1988) encontraron que residuos de avena (*Avena sativa*) triturados (< 2 mm) e incorporados en el suelo, liberaron el 50 % del P total del residuo 11 días después de la adición.

La dosis de aplicación de los residuos está determinada por la concentración de P en el tejido vegetal y el cultivo subsecuente (Noack *et al.*, 2014). Por ejemplo, Espinosa *et al.* (2015) evaluaron la absorción de P por un cultivo de trigo subsecuente con la adición (10 g kg^{-1}) de diferentes residuos (canola, chícharo y lupino blanco) y concentración de P (3.3, 2.3, y 1.6 mg g^{-1} , respectivamente). Los resultados demostraron que el trigo absorbió más P con el residuo de canola ($1.8 \text{ mg planta}^{-1}$), seguido de chícharo (1 mg planta^{-1}) y lupino blanco ($0.8 \text{ mg planta}^{-1}$). La transferencia del P de los residuos hacia el trigo correspondió de 6 a 15 % del P total contenido en los residuos. Dicha transferencia fue baja en el corto plazo, independientemente de la calidad de los residuos, pero representa un suministro potencial de P para las plantas.

2.7.7.1. Labranza

La adopción de sistemas de labranza cero tiene implicaciones para la transferencia de P del residuo vegetal hacia el suelo en comparación con los sistemas convencionales (Deubel *et al.*, 2011). El sistema sin labranza incrementa la concentración de nutrientes en los primeros 10 cm del suelo (Saavedra *et al.*, 2007), pero la descomposición de los residuos es más lenta, ya que hay menos superficie disponible para que los microorganismos los ataquen, en comparación con los residuos que se incorporan completamente al suelo. Además, la humedad y la temperatura en la superficie del suelo (por ejemplo, los 2 mm superiores) suelen ser más cálidas y secas que las de los residuos incorporados en la superficie del suelo (10 cm) (Noack, 2014).

Específicamente, en los sistemas de labranza cero, la concentración de P total y P_i disponible es mayor en la superficie que en horizontes inferiores debido a la falta de incorporación de los residuos de cultivo al suelo (Zibilske & Bradford, 2003). Un estudio comparativo entre tipos de labranza demostró que, la concentración de P_i en los primeros 5 cm del suelo, fue mayor bajo labranza cero ($1528 \text{ mg P kg}^{-1}$) que con labranza convencional (776 mg P kg^{-1}) (Saavedra *et al.*, 2007). Zibilske & Bradford (2003) encontraron que bajo labranza cero la concentración de P_i disponible fue mayor, al igual que la actividad de fosfatasa y respiración del suelo, en contraste con sistemas bajo labranza convencional. Estos resultados demuestran que la adopción de sistemas de labranza reducida aumenta la concentración de P en la superficie del suelo donde las raíces de los cultivos lo adquieren durante su crecimiento (Noack, 2014).

2.7.7.2. Uso de fertilizantes químicos

La adición de fertilizantes fosfatados incrementa la mineralización de Po, debido a su mayor solubilidad. El P inorgánico del fertilizante compite con el Po por los sitios de sorción y, por lo tanto, potencialmente puede liberar Po unido a los minerales del suelo (Nziguheba *et al.*, 1998). Además, la adición de residuos con fertilizantes fosfatados inorgánicos aumenta el P disponible, la absorción de P por las plantas y el P microbiano (Bah *et al.*, 2006).

2.8. Métodos para el estudio del ciclaje de fósforo orgánico en el suelo

El estudio del ciclaje de P en el suelo y los mecanismos de sorción de fosfato con óxidos de Al y Fe son complejos y requieren de métodos complejos para estudiar su ciclaje (Kruse *et al.*, 2015). Por ejemplo, la espectroscopia de resonancia magnética nuclear de ^{31}P , es una técnica que se utiliza para dilucidar los mecanismos de sorción de Pi y Po con oxihidróxidos Al (Li *et al.*, 2013). Con este enfoque es posible analizar el ciclaje de P entre el suelo, las plantas y microorganismos y cuantificar tasas de absorción (Bünemann *et al.*, 2012; Noack *et al.*, 2014). En métodos convencionales, se utiliza la técnica de fraccionamiento secuencial que consiste en la extracción de P mediante una serie de reactivos que disuelven selectivamente las formas de Pi y Po. Ésta se basa en la naturaleza y fuerza de sorción entre las formas de P y otros componentes minerales y orgánicos (Chang & Jackson 1957; Ivanoff *et al.* 1998; Condrón & Newman, 2011). El método de fraccionamiento secuencial desarrollado por Hedley *et al.* (1982) es el más utilizado para separar las fracciones de Pi, Po y P microbiano contenidas en el suelo y que contribuyen al suministro de P para el cultivo (Bünemann *et al.*, 2004; Gatiboni *et al.*, 2013).

2.8.1. Fraccionamiento secuencial de fósforo

El fraccionamiento secuencial de P es un método que consiste en la extracción del P asimilable e inmediatamente disponible de la fase sólida del suelo ligado a la superficie de las arcillas (Cross & Schlesinger, 1995). El Pi moderadamente lábil que se adsorbe a los óxidos/hidróxidos de Fe^{3+} y Al^{3+} amorfos y cristalinos se extrae con NaOH, mientras que los fosfatos de calcio no lábiles se extraen con HCl (Hedley *et al.*, 1982). La fracción de NaHCO_3 -Po fácilmente

mineralizable y el NaOH-Po menos lábil comprenden el P ligado a la materia orgánica (Cross & Schlesinger, 1995) y se determina por la diferencia entre el P digerido con H₂SO₄ y las fracciones de Pi. El Pi y Po ocluidos en formas más estables en la fracción mineral, comprende el P residual (Hedley *et al.*, 1982). El fraccionamiento secuencial es útil para estudiar el ciclaje de fósforo en suelos que experimentan cambio en su uso (Redel *et al.*, 2008; Henríquez, 2015), o bien, que se someten a la adición de fertilizantes (Bayuelo-Jiménez *et al.*, 2019).

Redel *et al.* (2008), compararon la labilidad de diferentes formas de P (P-microbiano, Pi-resina, NaHCO₃-Pi, NaHCO₃-Po, NaOH-Pi, NaOH-Po, P-residual y P total) en un Andisol con bosque tropical perenne (EF) y un bosque secundario caducifolio (DF). Los resultados demostraron que, el P microbiano y disponible (Pi-resina) fueron mayores en EF (98 y 27 mg P kg⁻¹) con respecto a DF (51 y 18 mg P kg⁻¹). El Pi relativamente disponible (NaHCO₃-Pi) y el Pi unido a sesquióxidos de Al³⁺ y Fe³⁺ (NaOH-Pi) fue similar entre sitios (74 y 77 mg P kg⁻¹ y 116 y 114 mg P kg⁻¹, respectivamente). Las mayores concentraciones de Po mineralizable (NaHCO₃-Po) y el Po ligado a la materia orgánica (NaOH-Po) se encontraron en EF (71 y 663 mg P kg⁻¹) con respecto a DF (33 y 464 mg P kg⁻¹). El P residual presentó concentraciones bajas en ambos sitios (24 y 35 mg P kg⁻¹). El estudio reveló que, en el bosque perenne, la hojarasca juega un papel importante en el ciclaje de P, ya que mejoró la disponibilidad de P en comparación con los bosques caducifolios.

Henríquez (2015), evaluó el efecto del uso del suelo sobre la distribución de las formas de P (P-lábil, P-SxAl/Fe, P orgánico, P residual y P total) en un Andisol con uso forestal y agrícola (caña de azúcar y café). El estudio demostró que, el uso agrícola del suelo intensificó la presencia de P adsorbido a sesquióxidos de Al y Fe (de 298 a 443 mg kg⁻¹) y P residual (de 636 a 803 mg kg⁻¹) y disminuyó la labilidad de P en solución (de 10 a 6 mg kg⁻¹). Por el contrario, en el suelo con uso forestal, las formas de P orgánico (385 mg kg⁻¹), constituyeron un importante acervo de P en el suelo.

Tinoco-Varela & Bayuelo-Jiménez (2021), evaluaron el efecto del uso del suelo en las formas lábiles (Pi-resina, NaHCO₃-Pi, NaHCO₃-Po), moderadamente lábiles (NaOH-Pi, NaOH-Po) y no lábiles (P-residual) de P en un suelo ácido con uso forestal y agrícola. Los resultados

indicaron que el uso agrícola incrementó el Pi-lábil (15 a 31 mg kg⁻¹), moderadamente lábil (178 a 208 mg kg⁻¹) y residual (170 a 232 mg kg⁻¹). Por el contrario, la fracción de Po (NaHCO₃-Po + NaOH-Po) fue mayor en el suelo con uso forestal (198 a 280 mg kg⁻¹) en comparación al uso agrícola (114 a 190 mg kg⁻¹).

2.8.2. Mineralización bruta de fósforo orgánico

La biomasa microbiana juega un papel importante en la mineralización de Po de la materia orgánica muerta (Achat *et al.*, 2010). Sin embargo, la mineralización biológica es difícil de medir de manera directa debido a que el Pi que se libera en la solución del suelo reacciona con las partículas del suelo (Frossard *et al.*, 2000). Algunas técnicas como la dilución isotópica permiten cuantificar la mineralización biológica del Po del suelo, pero su análisis es costoso (Oehl *et al.*, 2004; Achat *et al.*, 2009; Radriamanantsoa *et al.*, 2015; Bünemann *et al.*, 2016). Otra estrategia indirecta para medir la mineralización bruta de P en la materia orgánica ‘muerta’ (mineralización biológica) consiste en la medición de la evolución del CO₂ que es un parámetro ligado a la mineralización bruta del C a partir de la respiración basal del suelo que representa la actividad microbiana (mineralización neta del C) (Achat *et al.*, 2012).

Oehl *et al.* (2004) estudiaron el efecto del tipo de manejo del suelo (biodinámico, orgánico y convencional) en la concentración de C, N, P microbiano y mineralización de Po. El manejo biodinámico incrementó la concentración de C, N y P microbiano (198, 33 y 18 mg kg⁻¹), seguido del orgánico (176, 27 y 16 mg kg⁻¹) y convencional (120, 16 y 9 mg kg⁻¹), respectivamente. Un patrón similar se obtuvo con la tasa de mineralización de Po, mayor en el suelo con manejo biodinámico (2.5 mg kg⁻¹ día⁻¹), orgánico (1.7 mg kg⁻¹ día⁻¹) y convencional (1.5 mg kg⁻¹ día⁻¹). Los autores concluyeron que, el manejo biodinámico, caracterizado por aplicación de estiércol, control mecánico de arvenses, control de plagas y enfermedades con extracto de plantas y adición de preparados biodinámicos potencia una mayor mineralización del Po debido a que propician una mayor actividad microbiana.

Randriamanantsoa *et al.* (2015) analizaron el efecto de la adición residuos jóvenes (10 t ha⁻¹) de la leguminosa (*Stylosanthes guianensis* Aubl.) en un Ferralsol con vegetación de pastos (*Aristida*) sobre la respiración del suelo y la tasa bruta de mineralización de Po. Los resultados

señalaron que, la adición de residuos vegetales favoreció la tasa de respiración y mineralización de Po ($8 \text{ mg CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ día}^{-1}$ y $1.7 \text{ mg P kg}^{-1} \text{ día}^{-1}$), con respecto al suelo sin residuo ($1.5 \text{ mg CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ día}^{-1}$ y $0.8 \text{ mg P kg}^{-1} \text{ día}^{-1}$). Estas tasas son típicas de suelos tropicales altamente meteorizados con baja disponibilidad de P.

Achat *et al.* (2012) evaluaron la distribución de P en diferentes horizontes (0-30 y 30-120 cm) del suelo y su disponibilidad a través de procesos gobernados por la actividad de los microorganismos (P microbiano, respiración del suelo y mineralización bruta de P). El estudio se llevó a cabo en 3 sitios (húmedos secos y dunas costeras) en un Spodosol con vegetación de pino (*Pinus pinaster* Ait). El P microbiano y la respiración del suelo disminuyeron con el aumento de la profundidad de 100 a 0.1 mg P kg^{-1} y de 100 a $1 \text{ mg CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ día}^{-1}$, respectivamente, así mismo la mineralización bruta de P fue mayor en la superficie del suelo ($0.1 \text{ mg kg}^{-1} \text{ día}^{-1}$) que a mayor profundidad ($0.01 \text{ mg kg}^{-1} \text{ día}^{-1}$), este patrón se presentó en los tres sitios de estudio, siendo ligeramente mayores en el sitio húmedo. Los resultados demostraron que los procesos microbianos disminuyeron al aumentar la profundidad del suelo. El P microbiano y la mineralización bruta de P dependieron especialmente del contenido de materia orgánica, la relación C: P, de la humedad del suelo y, en menor medida, de los óxidos de Al^{3+} y Fe^{3+} . Los altos contenidos de óxido de Al^{3+} y Fe^{3+} en el suelo dan como resultado la estabilización de los compuestos orgánicos del suelo, reduciendo así la actividad microbológica y las tasas de mineralización.

2.9. El fósforo en la planta

El P es un nutriente esencial en la nutrición de las plantas que se requiere para la transferencia y el almacenamiento de energía y es un componente clave de los fosfolípidos y los ácidos nucleicos (Alcántar-González *et al.*, 2016). Las plantas absorben el P como difosfato (H_2PO_4^-) en suelos ácidos y fosfato (HPO_4^-) en suelos básicos. Una vez dentro de la planta, el Pi se combina rápidamente en moléculas orgánicas en las raíces, o bien, después de ser transportado al tallo y hojas. El fósforo total en el tejido vegetal oscila entre aproximadamente 0.1 y 1 % y se distribuye de la siguiente manera: 0.004 % en el ácido desoxirribonucleico (ADN), 0.04 % en el ácido ribonucleico (ARN), 0.03 % como fosfolípidos, 0.02 % como éster de P y 0.13 % como P

(Sánchez, 2007). Dentro de sus principales funciones se encuentra la fotosíntesis, transporte de nutrientes dentro de la planta y la producción de energía (Alcántar-González *et al.*, 2016).

2.9.1. Funciones del fósforo a nivel fisiológico

2.9.1.1. Componente estructural

El fosfato es un componente estructural que, a través de varias reacciones químicas, se incorpora a compuestos orgánicos como los fosfolípidos, ácidos nucleicos, nucleótidos, coenzimas y fosfoproteínas (Sánchez, 2007). Los fosfolípidos son importantes en la estructura de la membrana celular y son derivados del ácido fosfoglicérico. El P se encuentra como constituyente de nucleoproteínas y participa en la división celular y en la transferencia de características hereditarias en los cromosomas, como constituyente del ácido desoxirribonucleico (ADN) y el ácido ribonucleico (ARN). Las coenzimas más importantes que contiene P son la nicotinamida adenina dinucleótido (NAD y NADP), el flavín mononucleótido (FMN) y el flavín adenina dinucleótido (FAD), todas ellas indispensables en numerosas reacciones redox (Alcántar-González *et al.*, 2016).

2.9.1.2. Fotosíntesis

La fotosíntesis es el proceso en el cual la energía luminosa se convierte en energía química en forma de azúcares (Azcón-Bieto & Talón, 2000). La clorofila absorbe esta energía luminosa, que se convierte en energía química mediante la formación adenosintrifosfato (ATP). Esta energía después es utilizada para producir glucosa a partir de agua y dióxido de carbono, mientras que se libera oxígeno como subproducto. Las moléculas de glucosa proporcionan a los organismos dos recursos cruciales: energía y carbono (de las Rivas, 2013).

2.9.1.3. Transporte de nutrientes

Las raíces absorben los nutrientes de la solución del suelo y se acumulan dentro de la célula. Posteriormente, los iones se transportan de las raíces hacia los diferentes órganos aéreos de la

planta (Alcántar-González *et al.*, 2016). Este movimiento requiere de una transportación activa en contra de un gradiente de concentración, en la cual se requiere el gasto de energía metabólica (ATP). Las proteínas portadoras del transporte activo poseen actividad ATPasa, lo que significa que pueden escindir el ATP para formar ADP o AMP con el fin de liberar energía de los enlaces fosfato (Azcón-Bieto & Talón, 2000).

2.9.1.4. Función energética

El fósforo interviene en muchas de las reacciones que utilizan energía dentro de la célula, ya que forma parte integral del ATP y adenosindifosfato (ADP). La energía se libera cuando un fosfato terminal se separa de ADP o ATP. Una parte de la energía derivada de la fotosíntesis se conserva mediante la fosforilación de ADP para producir ATP en un proceso llamado fotofosforilación (Sánchez, 2007). La energía liberada durante la respiración se aprovecha de manera similar en un proceso llamado fosforilación oxidativa. El P también se presenta en otros compuestos ricos en energía como: guanina trifosfato (GTP), uridina trifosfato (UTP) y citosina trifosfato (CTP), los cuales funcionan como eslabones en el intercambio de energía (Alcántar-González *et al.*, 2016).

3. JUSTIFICACIÓN

Las áreas dedicadas al cultivo de una sola especie (monocultivos) traen consigo las condiciones que favorecen los brotes de plagas y enfermedades que comprometen la productividad agrícola, biodiversidad y calidad del suelo (Zhang *et al.*, 2020). Las comunidades microbianas son los principales impulsores de los ciclos biogeoquímicos y los cambios en su abundancia, actividad y estructura comunitaria afectan los flujos de nutrientes en el suelo e influyen en la productividad agrícola (Chen *et al.*, 2020). Esto incluye procesos como descomposición de residuos vegetales del cultivo, mineralización, movilización y la transformación de los nutrientes en formas biodisponibles (Schmidt *et al.*, 2011; Markussen *et al.*, 2018).

Algunas estrategias como la diversificación de cultivos, el uso de plantas con sistemas radicales eficientes en la adquisición de nutrientes (Bayuelo-Jiménez *et al.*, 2014) y la conducción de prácticas que incrementan la diversidad de microorganismos (disminución de labranza, adición de cubiertas y reciclaje de materiales orgánicos) pueden promover la efectiva mineralización de los nutrientes, mejorar la calidad del suelo y, consecuentemente, aumentar la productividad agrícola. La investigación de estas tecnologías es esencial para comprender los procesos de transformación de los nutrientes en el suelo, elucidar las interacciones del nutriente con la planta y desarrollar prácticas de manejo que favorezcan la eficiencia en el uso de nutrientes del suelo o fertilizante. Un tópico poco estudiado en México y de especial relevancia en el desarrollo agrícola del estado de Michoacán, ya que permite cuantificar el destino del P aplicado al suelo mediante la fertilización o la incorporación de residuos vegetales en suelos ácidos.

4. HIPÓTESIS

La composición de los residuos vegetales de cereales (avena, sorgo y trigo) y leguminosas (chícharo, frijol y lenteja) ($P \geq 3 \text{ mg g}^{-1}$ y relación C: N < 20) y la biomasa microbiana del suelo influye en el incremento de la reserva y mineralización del P orgánico y, a su vez, en una mayor biodisponibilidad de P inorgánico en un suelo ácido (Andisol) de Michoacán.

5. OBJETIVO GENERAL

Evaluar el impacto del uso del suelo (forestal y agrícola) y manejo (adición de residuos vegetales) en las formas, distribución, mineralización y biodisponibilidad de fósforo en un Andisol de Michoacán.

5.1. Objetivos específicos

1. Evaluar la tasa de distribución y acumulación de fósforo durante la etapa vegetativa de cereales (avena, sorgo y trigo) y leguminosas (chícharo, frijol y lenteja).
2. Estimar la tasa de mineralización del fósforo contenido en la materia orgánica del suelo con uso forestal y de los residuos vegetales aplicados al suelo con uso agrícola.
3. Cuantificar el fósforo inorgánico proveniente de la biomasa microbiana del suelo de acuerdo con el uso (forestal y agrícola) y manejo (residuos vegetales).
4. Caracterizar las formas de fósforo (orgánico e inorgánico) en un suelo ácido, su ocurrencia y la magnitud con la que contribuye al suministro de P disponible para las plantas, mediante la técnica de fraccionamiento secuencial de fósforo.
5. Evaluar el efecto del fósforo inorgánico liberado de los residuos vegetales en el crecimiento vegetal de una variedad nativa de maíz.

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1. Estimación de peso seco, fósforo inorgánico y total en el residuo vegetal

6.1.1. Área de estudio

El estudio se realizó en la localidad Pablo Cuin, municipio de Ario Rosales (19°13' N y 101°39' O), Michoacán. El clima es de tipo templado sub-húmedo con lluvias en verano, con una temperatura media anual de 20 °C y altura de 2000 msnm. El suelo es un Typic Hapludand (Soil Survey Staff, 1999), caracterizado por una alta retención de fosfatos (>55 %) (Alcalá *et al.*, 2009).

6.1.2. Material vegetal y condiciones de crecimiento

El estudio incluyó tres cultivares de cereales: trigo (*Triticum aestivum* L.), sorgo (*Sorghum bicolor* L.), avena (*Avena sativa* L.) y tres de leguminosas: frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), lenteja (*Lens culinaris* Medick.) y chícharo (*Pisum sativum* L.). La unidad experimental consistió en 4 surcos de 7 m de largo, separados a una distancia de 0.8 m. La densidad de siembra para el trigo, sorgo y avena fue de 67, 5 y 67 g de semilla surco⁻¹, respectivamente. Se utilizó 67, 28 y 28 g de semilla surco⁻¹ para la lenteja, frijol y chícharo. A la siembra, se adicionó 50 kg ha⁻¹ de superfosfato triple de calcio y 60 kg N ha⁻¹ en forma de nitrato de calcio.

6.1.3. Peso seco y fósforo inorgánico

Las plantas se muestrearon a los 36, 42, 49 y 56 días después de la siembra (dds), en secciones de 0.8 x 0.5 m por surco, con un total de 4 repeticiones. La raíz y el vástago se deshidrataron en una estufa a 65 °C por 72 h, para luego registrar el peso seco. El tejido se molió en un molino Wiley-Thomas con una malla de 1 mm. De éste se utilizaron submuestras de 70 mg para calcinarlas en una mufla (CEM®, mod. MAS-7000, USA) a 500 °C por 6 h. Posteriormente, se realizó una digestión con HCl 100 mM y se filtró con papel Whatman No.1 al vacío para eliminar impurezas. La estimación de la concentración de P se realizó por colorimetría mediante la reacción con una solución de molibdato [(NH₄)₆Mo₇O₂₄] y su medición en un

espectrofotómetro de UV/VIS (Perkin Elmer®, mod. Lamda 40, Uberlingen, Germany) a una longitud de 880 nm (Murphy & Riley, 1962). El contenido de P (mg) de raíz y vástago se calculó mediante la multiplicación de la concentración de P con la materia seca acumulada en cada órgano.

6.1.4. Fósforo total

Se pesaron 0.5 g de tejido previamente molido (1 mm) en tubos de digestión. Se adicionaron 5 ml de una mezcla de ácido nítrico (HNO₃) y ácido perclórico (HClO₄) en una relación 3:2 y se dejaron reposar durante 12 horas. Posteriormente, las muestras se digirieron en un bloque digestor (Marconi, mod. MA4025/MX) a 100, 150, 180, 220 y 270 °C durante 30 minutos en cada temperatura. La cuantificación de la concentración de P total se realizó por colorimetría mediante la reacción con una solución de molibdato de amonio 5 % [(NH₄)₆Mo₇O₂₄] + metavanadato de amonio 0.25 % (NH₄VO₃) y su medición en un espectrofotómetro de UV/VIS (Jenway, mod. 7310, Staffs, UK) a una longitud de 420 nm (Borrero-Tamayo *et al.*, 2017).

6.2. Estimación de la respiración microbiana y las fracciones de fósforo en el suelo

6.2.1. Muestreo de suelo

En el sitio de estudio se seleccionaron dos lotes contiguos de 1 ha, dedicados a un uso de suelo de bosque de pino (suelo forestal) y otro a monocultivo de aguacate (suelo cultivado), con manejo convencional. En esta superficie, se realizó un muestreo representativo del suelo con un diseño de cuadrícula de 10 x 4 puntos a una distancia de 30 m para obtener 40 submuestras. Las muestras obtenidas a una profundidad de 0-5 y 5-20 cm, se mezclaron para conformar una muestra compuesta. Posteriormente, se secaron a temperatura ambiente y tamizaron (< 2 mm).

6.2.2. Características fisicoquímicas del suelo

La determinación de las características físicas y químicas del suelo de la región de estudio se realizaron de acuerdo con los métodos descritos en la Norma Mexicana (NOM-021-RECNAT,

2000) en el Laboratorio Nacional de Fertilidad de Suelos y Nutrición Vegetal (INIFAP), en Celaya, Guanajuato. Se usó el método de Bouyoucos para analizar la textura del suelo. La densidad aparente se estimó a través del método del terrón parafinado. El pH del suelo se midió con un electrodo de vidrio en una suspensión 1:2 de suelo: agua. El aluminio intercambiable se extrajo con una solución de 1.0 M de KCl y se determinó por titulación con NaOH 0.1 M. La materia orgánica total se analizó por el método de Walkley y Black (1934). Las bases intercambiables y la capacidad de intercambio catiónico se determinaron por la técnica de acetato de amonio 1 N a pH 7. Los cationes (Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ , K^+ y Fe^{3+}) se analizaron con un espectro de absorción atómica (SpectrAA 220 Varian). El P disponible (0.030 M NH_4F , 0.1 M HCl) se determinó por el método de Bray & Kurtz (1945).

6.2.3. Diseño experimental

Se utilizó un diseño experimental de bloques al azar con un arreglo de tratamientos de parcelas divididas y tres repeticiones por tratamiento. El uso del suelo [bosque (B), cultivado en calle (Cc) y cultivado en cajete (Cj)], correspondieron a la parcela principal y los diferentes tipos de residuos adicionados al suelo [sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa)] en cada profundidad [mantillo (0-5) y suelo (5-20 cm)], [sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa)], correspondieron a las sub-parcelas. El estudio se realizó en tres tiempos (0, 45 y 90 días). La unidad experimental la conformaron 162 envases con 30 g de suelo cada uno.

6.2.4. Incubación del suelo

Se realizó una preincubación del suelo por 14 días a 28 °C y 65 % de capacidad de campo con la finalidad de restablecer la actividad microbiana. Una vez transcurrido el periodo de preincubación, se agregó el residuo vegetal molido (> 2 mm) de sorgo (102 mg), frijol (102 mg) y hojarasca de aguacate (160 mg) por cada 30 g de suelo.

6.2.5. Respiración basal e inducida del suelo

La mineralización basal del Po se estimó mediante el método propuesto por Achat *et al.* (2012). La respiración basal e inducida del suelo se midió en muestras de diferente profundidad (0-5 y 5-20 cm) y tipo de residuo vegetal, incubadas durante 90 días. El C-CO₂ liberado del suelo se determinó según el método descrito por Isermeyer (1952). Una muestra de 25 g de suelo se colocó en un envase plástico con H₂O hasta alcanzar el 65 % capacidad de campo. Este envase se introdujo en un frasco de vidrio de 1 L que contenía 50 ml de una solución de NaOH 0.1 N. Se incubó durante 24 horas a 28-30 °C. Posteriormente, se tomó una alícuota de la solución de NaOH 0.1 N y se le añadió 2.5 ml de BaCl₂ al 20 % y 3 gotas del indicador de Timolftaleína. Finalmente, se valoró con HCl 0.05 N hasta observar un cambio de coloración azul a blanco. La respiración se midió a los 1, 2, 3, 5, 7, 15, 30, 45 y 90 días después de la incubación.

La mineralización bruta de C (MBC) se calculó a partir de la respiración basal del suelo (mineralización neta del C) y considerando un coeficiente de 0.4 para la eficiencia microbiana.

$$\text{Mineralización bruta de C} = \text{Mineralización neta del C} / 1 - \text{eficiencia microbiana}$$

Para estimar la cantidad bruta de P mineralizado (MBP) en la materia orgánica del suelo se utilizó la tasa de mineralización bruta de C (% del C total) a una respiración basal del suelo.

$$\text{La mineralización bruta de P en la materia orgánica} = (1/100) * (\text{tasa de mineralización bruta del C}) * (\text{P en la materia orgánica})$$

6.2.6. Fósforo de la biomasa microbiana

Se cuantificó el P proveniente de la biomasa microbiana del suelo de acuerdo con su uso y manejo, según el método de Morel *et al.* (1996). Se utilizó un triplicado de cada muestra de suelo (0.5 g) (conjunto A, B y C) para la extracción secuencial de P. Primero con resinas de intercambio aniónico (Resina-Pi) y luego con CHCl₃ concentrado para lisar las membranas de

los microorganismos (conjunto A) y H₂O desionizada (conjuntos B y C). Después de 24 h, se agregó NaHCO₃ 0.5 M (conjuntos A y B) y NaHCO₃ 0.5 M + 50 ml de una solución madre de 1000 mg P L⁻¹ (conjunto C). Después de 16 h de agitación, se determinó el Pi de cada conjunto. El P microbiano se cuantificó de acuerdo con la fórmula: P microbiano = 50 * (PA – PB) / 0.40 * (PC–PB). Donde PA, PB y PC corresponde al Pi de cada conjunto.

6.2.7. Fraccionamiento secuencial de fósforo

Se evaluó la distribución de las fracciones de P en el suelo y su disponibilidad de acuerdo con el método de Hedley *et al.* (1982). En resumen, cada muestra de suelo (0.5 g) se sometió a una extracción secuencial, primeramente, con resinas de intercambio aniónico (Resina-Pi) y luego con NaHCO₃ 0.5 M (Bic-Pi) para determinar el P inorgánico lábil; después se utilizó la extracción con NaOH 0.1 M (NaOH_{0.1}-Pi) y NaOH 0.5 M (NaOH_{0.5}-Pi) para determinar el P ligado a sesquióxidos Fe/Al amorfos y cristalinos (Hedley *et al.*, 1982) y una extracción con HCl 1M (HCl-Pi) para obtener el P ligado al calcio. Finalmente, se realizó una digestión con una mezcla de H₂SO₄ + H₂O₂ concentrados para determinar el P residual u ocluido. El P ligado a la fracción orgánica se determinó por diferencia entre el P derivado de la digestión con H₂SO₄ y de los extractos obtenidos con NaHCO₃ 0.5 M, NaOH 0.1 M y NaOH 0.5 M. La concentración de P de los extractos ácidos y alcalinos se determinó con el método de Murphy & Riley (1962) y Dick & Tabatabai (1977), respectivamente.

6.3. Evaluación de la aplicación de residuos vegetales en el crecimiento vegetal

6.3.1. Área de estudio

El experimento se realizó en condiciones de invernadero, con una humedad relativa de 60 % y 32 °C, en el Instituto de Investigaciones sobre los Recursos Naturales de la UMSNH, en San Juanito Itzicuaró (19° 42' 2" LN y 101° 11' 10" LO), Morelia, Michoacán. El clima es templado subhúmedo con lluvias en verano (Cwb), con una temperatura median anual de 16 °C y una precipitación media anual de 750 mm (García, 2007).

6.3.2. Material vegetal y condiciones de crecimiento

Se utilizó la variedad nativa de maíz DP x Tromba de la región Purhépecha, de reconocida eficiencia en la adquisición de fósforo en suelos ácidos (Bayuelo-Jiménez *et al.*, 2014). El estudio se condujo en condiciones controladas (invernadero). Se utilizaron macetas de un volumen de 5 kg de suelo. Después de un periodo de preincubación de 14 días, se adicionó el residuo vegetal molido (> 2 mm) de sorgo (17 g), frijol (17 g) y hojarasca de aguacate (27 g) por cada maceta de 5 kg de suelo. Posteriormente, se mezcló con el suelo.

En cada maceta se sembraron dos semillas de maíz. Después de ocurrida la germinación, se adicionó una solución nutritiva que contenía los nutrientes esenciales (sin fósforo) para el crecimiento de maíz: KNO_3 (303 g L^{-1}), $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ (567 g L^{-1}), NH_4NO_3 (64 g L^{-1}), $\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ (10 g L^{-1}), Fe-EDTA (Na) (3.6 g L^{-1}), $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ (246 g L^{-1}), K_2SO_4 (105 g L^{-1}), $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ (79 g L^{-1}), $\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ (0.51 g L^{-1}), $\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ (0.86 g L^{-1}), $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ (0.25 g L^{-1}), $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ (0.37 g L^{-1}) y $\text{Na}_2\text{B}_4\text{O}_7 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$ (0.38 g L^{-1}). Se mantuvo el riego a capacidad de campo 55 días de crecimiento. Una vez concluido este periodo, se cosecharon las plantas para cuantificar área foliar (cm^2), índice de concentración de clorofila (CCI) y peso seco. El área foliar se cuantificó con un planímetro (LI-COR, LI-3100). El CCI se midió en la parte central de las hojas bien desarrolladas con un clorofilometro (CCM-200). La raíz y vástago se secaron en una estufa de aire forzado (Felisa, Fotek TC-96-AD) a $70 \text{ }^\circ\text{C}$ durante 72 h. Posteriormente, se utilizó una balanza analítica (ADAM, PW-254) para registrar el peso seco de cada órgano. La concentración de Pi (mg g^{-1}) y acumulación de P (mg planta^{-1}) se determinó según los métodos previamente descritos.

6.4. Análisis estadístico

Con el objeto de verificar las diferencias significativas entre uso de suelo y tipo de residuos en cada variable evaluada, se hicieron pruebas de F mediante el procedimiento GLM (SAS, 2000). Se utilizó la prueba de Tukey para comparar las diferencias identificadas con el análisis de varianza (SAS, 2000). Finalmente, se realizó un análisis de correlación entre las formas de P en el suelo y la concentración de C, N, P, relación C: N y C: P del residuo vegetal.

7. Resultados

7.1. Concentración de C, N y P en la planta y relación C: N y C:P

La concentración total de carbono (C) y fósforo (P) fue similar entre especies (45 y 1 %). La excepción sólo ocurrió en las hojas de aguacate (0.2 %) debido a la senescencia del tejido. La mayor concentración de nitrógeno (N), por el contrario, se obtuvo en sorgo (5 mg g⁻¹) y chícharo (4.6 mg g⁻¹). En el tejido joven de cereales y leguminosas, se obtuvo una relación baja de C: N (de 9 a 13) y C: P (de 41 a 50), mientras que, en el tejido senescente de aguacate, dicha relación incrementó notoriamente (C: N 30 y C: P 225) (Cuadro 3).

Cuadro 3. Concentración total de C, N y P y relación C: N y C:P 36 días después de la siembra, excepto en tejido de aguacate.

Especie	C	N	P	C:N	C:P	Etapas
	(%)					
Cereales						
<i>Avena sativa</i>	-	-	0.9	-	-	Vegetativa
<i>Sorghum bicolor</i>	45	5.0	0.9	9	50	Vegetativa
<i>Triticum durum</i>	44	3.6	1.0	12	44	Vegetativa
Leguminosas						
<i>Pisum sativum</i>	45	4.6	1.1	10	41	Vegetativa
<i>Phaseolus vulgaris</i>	45	3.6	1.0	13	45	Vegetativa
<i>Lens culinaris</i>	-	-	0.9	-	-	Vegetativa
Hojarasca de aguacate						
<i>Persea americana</i>	45	1.5	0.2	30	225	Senescente

7.2. Distribución y acumulación de fósforo durante la etapa vegetativa en cereales y leguminosas

Las diferencias entre especies, días de crecimiento e interacción fueron significativas para todas las variables (Cuadro 4). En cereales, la acumulación de materia seca de la planta (3 a 13 g planta⁻¹) fue menor que la obtenida en leguminosas (2 a 17 g planta⁻¹). Entre cereales, el sorgo

y trigo presentaron mayor materia seca en el vástago (3 a 11 g planta⁻¹), en comparación a la avena (2 a 8 g planta⁻¹) (Figura 1). Esto representó un incremento de 23 % a los 56 días después de la siembra (dds). La materia seca de la raíz siguió un incremento paulatino durante el periodo de crecimiento (de 0.5 a 2.6 g planta⁻¹), pero sin diferencias entre especies. Entre leguminosas, el frijol y el chícharo acumularon mayor cantidad de materia seca en el vástago (de 3 a 17 y de 2 a 14 g planta⁻¹) y la raíz (de 0.6 a 2 y de 0.4 a 1.4 g planta⁻¹), con respecto a la lenteja (de 2 a 5 g planta⁻¹ y 0.3 a 0.7 g planta⁻¹), respectivamente.

En ambas especies, la mayor concentración de P en el vástago (de 2.7 a 3.3 mg g⁻¹) se obtuvo a los 36 dds. La concentración de P en la raíz fue mayor en las leguminosas (de 2.4 a 3 mg g⁻¹) que la obtenida en cereales (de 1.7 a 2.3 mg g⁻¹) y sostenida durante 56 d. El chícharo fue la especie que mostró la mayor concentración de Pi en la raíz (de 2.5 a 3 mg g⁻¹) (Figura 1).

Cuadro 4. Valor de F y nivel de significancia para el peso seco (Ps), fósforo inorgánico (Pi) y contenido de fósforo (CP) en vástago (V) y raíz (R).

Fuentes de variación	gl ^t	PsV	PsR	PiV	PiR	CPV	CPR
Especie	5	328.4 ***	346.3 ***	62.0 ***	430.0 ***	248.3 ***	262.2 ***
Días después de la siembra	3	1130.9 ***	744.1 ***	230.2 ***	202.4 ***	304.3 ***	239.0 ***
Especie × dds	15	35.8 ***	20.1 ***	14.0 ***	19.9 ***	40.3 ***	47.1 ***

^t gl: Grados de libertad. *** P < 0.0001

El contenido de P siguió un patrón similar a la acumulación de materia seca en el vástago y la raíz (Figura 1). Las leguminosas tuvieron una mayor acumulación de P en el vástago (7 a 33 mg planta⁻¹) respecto a los cereales (9 a 25 mg planta⁻¹) después de 56 d. Esto correspondió a un 20 % de incremento. En particular, el frijol y chícharo fueron los que acumularon más P en el vástago con un incremento de 74 y 60 % con respecto a la lenteja (Cuadro 5).

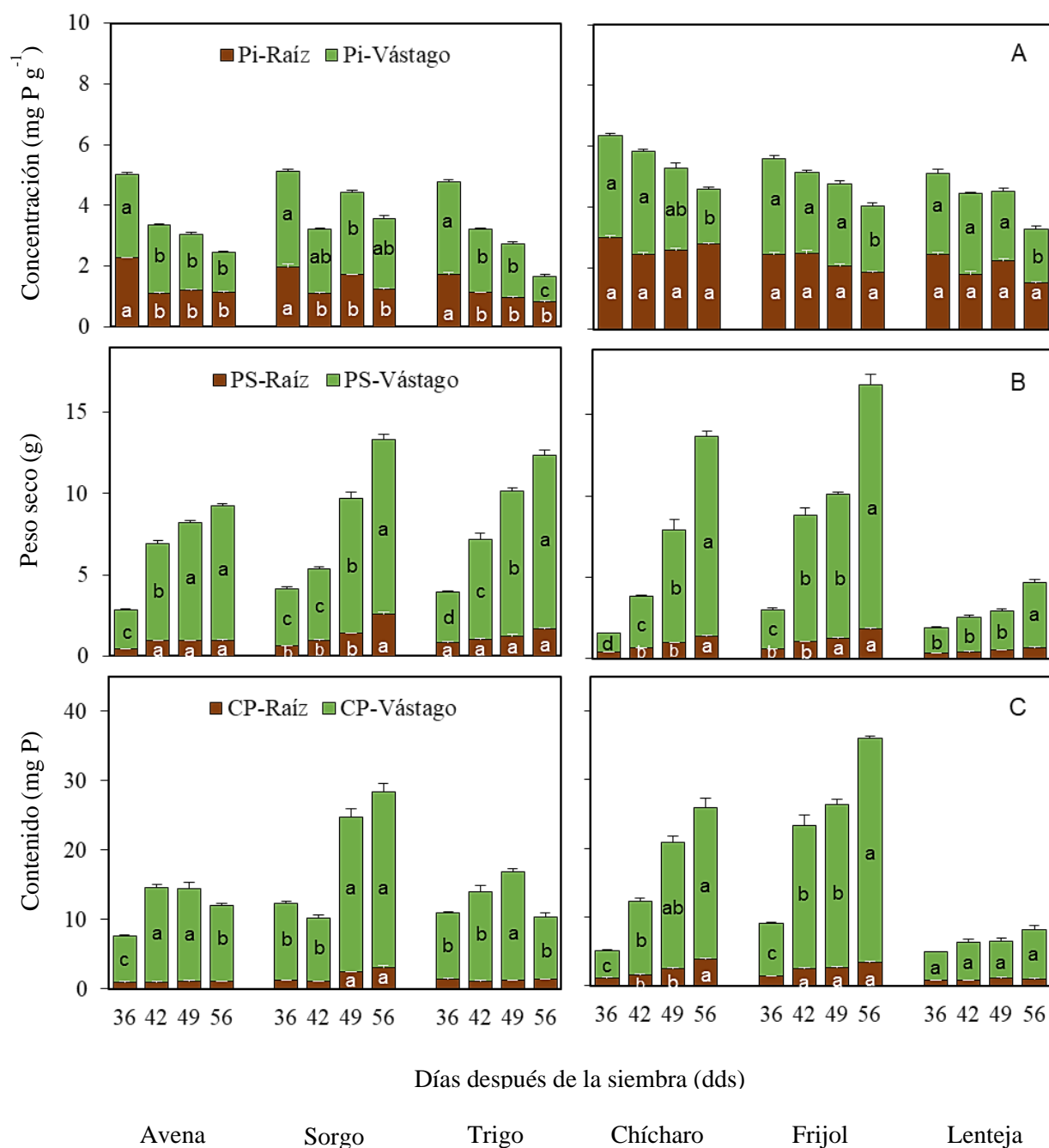


Figura 1. Concentración de fósforo inorgánico (A), peso seco (B) y acumulación de fósforo (C) en raíz y vástago de cereales y leguminosas en etapa vegetativa. Medias con letras iguales en cada órgano, son estadísticamente iguales entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de cuatro repeticiones ($n = 4$).

Cuadro 5. Peso seco (Ps), fósforo inorgánico (Pi) y contenido de fósforo (CP) en vástago (V) y raíz (R) de cereales y leguminosas.

Especie	dds [†]	PsV	PsR	PiV	PiR	CPV	CPR
		(g planta ⁻¹)		(mg g ⁻¹)		(mg planta ⁻¹)	
Avena	36	2.4 b	0.5 c	2.8 bc	2.3 bc	6.5 d	1.0 bc
Sorgo		3.5 a	0.6 b	3.2 a	2.0 cd	11.2 a	1.2 b
Trigo		3.1 a	0.9 a	3.1 ab	1.7 d	9.5 b	1.5 a
Chícharo		1.2 d	0.4 cd	3.3 a	3.0 a	4.0 e	1.2 b
Frijol		2.4 b	0.6 b	3.1 ab	2.5 b	7.6 c	1.4 a
Lenteja		1.6 c	0.3 d	2.7 c	2.4 b	4.1 e	0.8 c
Avena	42	6.0 b	1.0 a	2.3 c	1.1 c	13.6 b	1.0 cd
Sorgo		4.4 c	1.0 a	2.1 c	1.1 c	9.2 c	1.1 c
Trigo		6.2 ab	1.1 a	2.1 c	1.1 c	12.8 b	1.2 c
Chícharo		3.2 d	0.7 b	3.4 a	2.5 a	10.7 bc	1.6 b
Frijol		7.8 a	1.0 a	2.6 b	2.5 a	20.7 a	2.6 a
Lenteja		2.1 e	0.4 c	2.7 b	1.8 b	5.6 d	0.8 d
Avena	49	7.2 a	1.0 b	1.8 b	1.2 d	13.3 c	1.2 b
Sorgo		8.3 a	1.4 a	2.7 a	1.7 c	22.3 a	2.4 a
Trigo		8.9 a	1.2 a	1.8 b	1.0 e	15.7 bc	1.2 b
Chícharo		7.0 a	1.0 b	2.7 a	2.6 a	18.3 ab	2.6 a
Frijol		8.8 a	1.3 a	2.7 a	2.1 b	23.7 a	2.6 a
Lenteja		2.4 b	0.5 c	2.3 ab	2.3 b	5.3 d	1.2 b
Avena	56	8.2 c	1.0 d	1.3 d	1.1 d	10.9 c	1.1 c
Sorgo		10.8 b	2.6 a	2.3 a	1.2 d	25.2 ab	3.2 b
Trigo		10.7 b	1.7 b	0.8 e	0.8 e	8.9 cd	1.4 c
Chícharo		12.3 b	1.4 c	1.8 bc	2.8 a	22.0 b	3.9 a
Frijol		15.0 a	1.8 b	2.2 ab	1.9 b	32.6 a	3.5 ab
Lenteja		4.0 d	0.7 e	1.8 c	1.5 c	7.0 d	1.0 c

[†] Días después de la siembra. Las medias seguidas de diferente letra entre cada especie difieren significativamente según la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Las medias representan el promedio de cuatro repeticiones ($n = 4$).

7.3. Características fisicoquímicas del suelo

El cambio de uso del suelo afectó las propiedades físicas y químicas del mismo (Cuadro 6). La materia orgánica en el suelo cultivado en calle fue 3 veces menor que en bosque y cajete. El pH de bosque fue ligeramente ácido (6.2), mientras que en el suelo cultivado estuvo cercano a la neutralidad (6.5). La CIC fue menor en calle (14.7 cmol kg⁻¹), pero aumentó en el suelo de bosque (19.9 cmol kg⁻¹) y cajete (20.8 cmol kg⁻¹).

Cuadro 6. Características fisicoquímicas de un Andisol (0-20 cm) de Michoacán con diferente uso del suelo.

Características del suelo	Bosque	Calle	Cajete	Óptimo [§]
Arcilla (%)	11.8	9.8	11.8	-
Limo (%)	37.4	41.4	31.4	-
Arena (%)	50.8	48.8	56.8	-
Densidad aparente (g cm ³)	1.1	1.2	1.1	< 1.0
MO (%)	6.1	2.0	5.4	1.0 - 2.0
pH (H ₂ O) 1:2	6.2	6.4	6.5	5.5 - 7.5
CIC (cmol kg ⁻¹)	19.9	14.7	20.8	15 - 25
Ca ²⁺ (cmol kg ⁻¹)	10.3	6.4	8.4	5.1 - 10
Mg ²⁺ (cmol kg ⁻¹)	4.6	3.5	4.3	1.3 - 3.0
K ⁺ (cmol kg ⁻¹)	3.3	3.0	6.5	0.3 - 0.6
Al ³⁺ (cmol kg ⁻¹)	0.3	0.2	0.1	0.5
N (mg kg ⁻¹)	17.3	11.4	31.5	55
P (mg kg ⁻¹)	1.8	3.2	3.4	30
K ⁺ (mg kg ⁻¹)	1280	1190	2530	150
Ca ²⁺ (mg kg ⁻¹)	2055	1290	1680	1500
Mg ²⁺ (mg kg ⁻¹)	561	430	526	150
Mn ²⁺ (mg kg ⁻¹)	74	27	49	8
Fe ³⁺ (mg kg ⁻¹)	107	81	92	5
Zn ²⁺ (mg kg ⁻¹)	3.3	2.5	12.1	1.5
Cu ³⁺ (mg kg ⁻¹)	4.5	2.7	7.0	2.5

[§]NOM-021-RECNAT (2000)

Las bases intercambiables de Ca^{2+} (10.3, 6.4 y 8.4 cmol kg^{-1}), Mg^{2+} (4.6, 3.5 y 4.3 cmol kg^{-1}) y K^+ (3.3, 3 y 6.5 cmol kg^{-1}) fueron más altas en el suelo de bosque y cajete. El Al^{3+} intercambiable fue mayor en suelo de bosque (0.3 cmol kg^{-1}) y calle (0.2 cmol kg^{-1}) y disminuyó en cajete (0.1 cmol kg^{-1}). Un suelo de bosque o con manejo en cajete favoreció la acumulación de nutrientes (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ , Fe^{2+} , Mn^{2+} , Zn^{2+} y Cu^{3+}) en comparación al suelo de calle. Por último, la concentración de P fue baja en cualquier tipo de uso de suelo y manejo (Cuadro 6).

7.4. Mineralización de fósforo orgánico

7.4.1. Respiración microbiana basal con diferente uso del suelo

La respiración microbiana varió de acuerdo con el uso del suelo, tiempo de incubación y la adición de residuos vegetales ($P \leq 0.001$). En general, la tasa respiratoria fue mayor en el mantillo del bosque (de 0.43 a 0.66 $\text{mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ día}^{-1}$) durante los primeros siete días de incubación. Lo anterior correspondió a un incremento de 24 a 23 %, con respecto al suelo de calle y cajete. Por el contrario, en el mantillo de cajete, la tasa respiratoria aumentó a partir del Día 45, con un incremento de 27 y 56 % respecto al mantillo de bosque y calle (Figura 2).

Una respuesta similar se obtuvo a mayor profundidad (5-20 cm) durante los primeros 5 ddi. En el suelo de bosque, la respiración microbiana (0.37 y 0.53 $\text{mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ día}^{-1}$) fue mayor que la obtenida en calle (0.25 y 0.37 $\text{mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ día}^{-1}$). Posteriormente, hubo un alza en la respiración del suelo de calle (de 0.60 y 0.62 $\text{mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ día}^{-1}$), entre los 30 y 45 ddi (Figura 2).

7.4.2. Respiración microbiana inducida con diferente uso de residuos vegetales

El uso de residuos vegetales indujo un incremento en la tasa de respiración microbiana en el suelo cultivado en cajete (23 %) y calle (21 %) (Figura 3). En el segundo día de incubación, la adición de residuos de frijol aumentó la tasa respiratoria en el mantillo de cajete y calle (1.25 y 0.97 $\text{mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ día}^{-1}$), seguido del sorgo (0.89 y 0.76 $\text{mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ día}^{-1}$) y aguacate (0.78 y 0.62 $\text{mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ día}^{-1}$), respectivamente. Posteriormente, la tasa respiratoria se mantuvo constante hasta los 90 ddi, independientemente del tipo de residuo vegetal adicionado (Figura 3). Por el contrario, en el mantillo de cajete sin residuo, la mayor respiración microbiana se presentó a partir de los 45 (0.76 $\text{mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ día}^{-1}$) y hasta los 90 ddi (0.79 $\text{mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ día}^{-1}$). El incremento

varió de 60 a 61 % con respecto al Día 1 (Cuadro 7). El mismo patrón de respuesta en la tasa respiratoria se presentó a los 20 cm de profundidad, excepto que, en el suelo de calle sin residuos, hubo un alza en la respiración microbiana a partir de los 5 ddi.

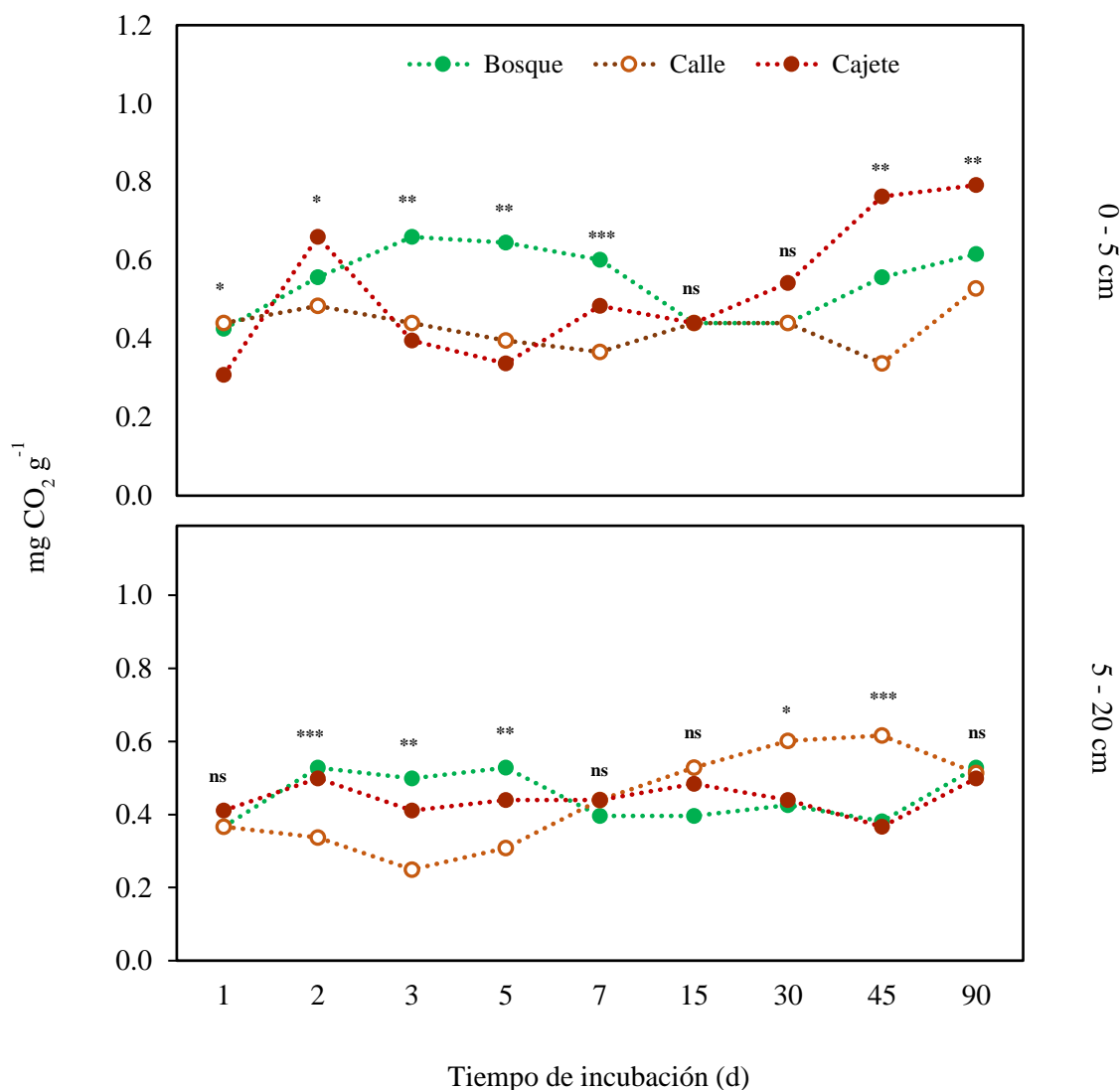


Figura 2. Respiración microbiana en un sistema natural de bosque (B) y cultivado en calle (Cc) y cajete (Cj) en el mantillo (0-5 cm) y suelo (5-20 cm). 1, 2, 3, 5, 7, 15, 30, 45 y 90 días después de la incubación. Se utilizó la prueba de medias de Tukey ($P < 0.05$). * $P < 0.05$; ** $P < 0.001$; *** $P < 0.0001$; ns = no significativo. Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

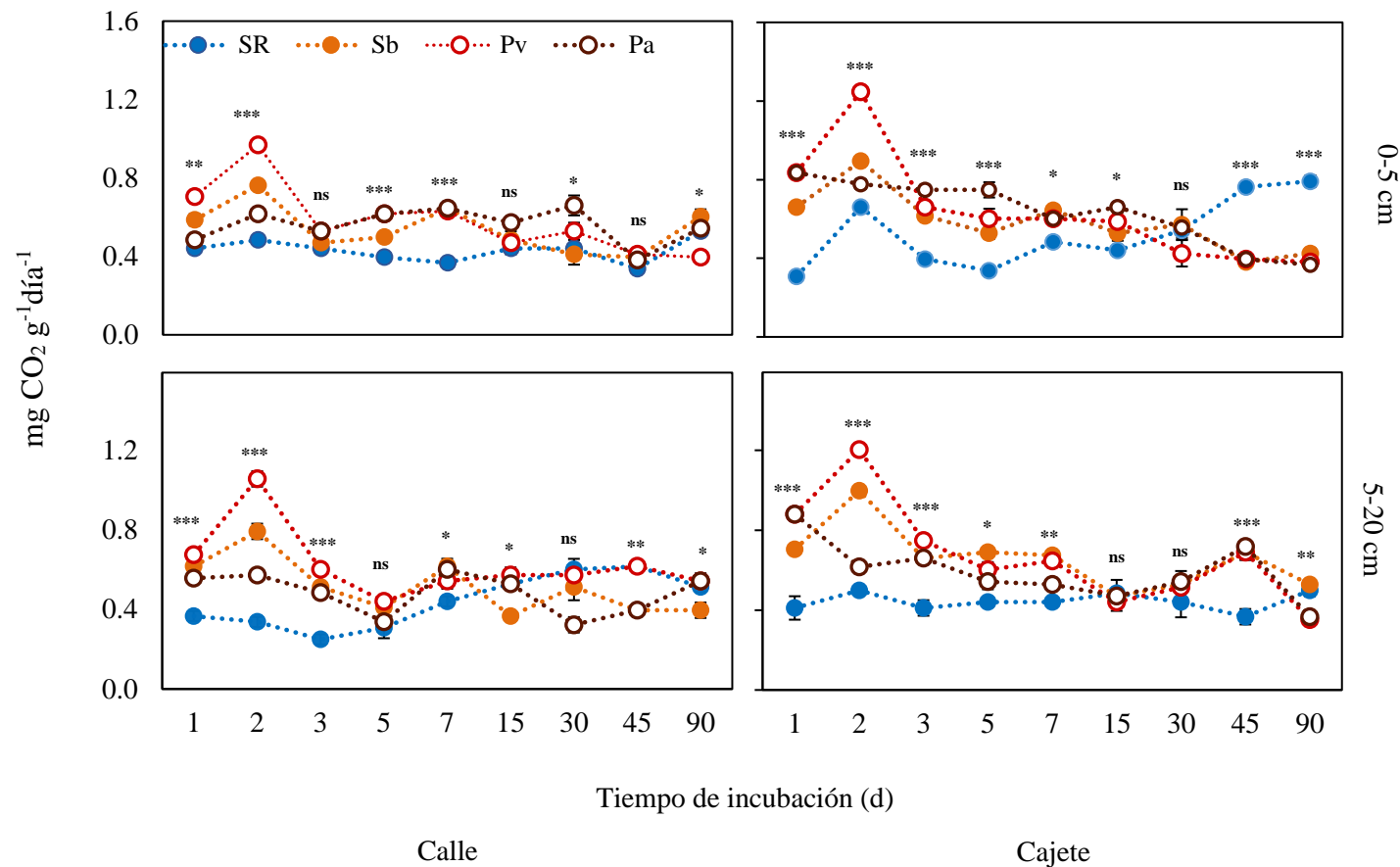


Figura 3. Respiración microbiana en mantillo (0-5 cm) y suelo (5-20 cm) de calle (Cc) y cajete (Cj) con uso de residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y aguacate (Pa). 1, 2, 3, 5, 7, 15, 30, 45 y 90 días después de la incubación. Se utilizó la prueba de medias de Tukey ($P < 0.05$). * $P < 0.05$; ** $P < 0.001$; *** $P < 0.0001$; ns = no significativo. Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

Cuadro 7. Efecto del tiempo de incubación del suelo con residuos vegetales: sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa) en la respiración microbiana según el perfil del suelo.

Profundidad	Tiempo (ddi) [†]	Sin residuo	Sorgo	Frijol	Aguacate
		mg CO ₂ g ⁻¹ día ⁻¹			
<i>Calle</i>					
Mantillo	1	0.44 abc	0.59 bc	0.70 b	0.48 bc
	2	0.48 ab	0.76 a	0.97 a	0.62 ab
	3	0.44 abc	0.47 cd	0.53 cde	0.53 ab
	5	0.40 bc	0.50 bcd	0.62 bcd	0.62 ab
	7	0.37 bc	0.65 ab	0.63 bc	0.65 a
	15	0.44 abc	0.48 bcd	0.47 de	0.57 ab
	30	0.44 abc	0.41 d	0.53 cde	0.66 a
	45	0.34 c	0.40 d	0.41 e	0.38 c
	90	0.53 a	0.60 abc	0.40 e	0.54 ab
Suelo	1	0.37 cd	0.62 ab	0.67 b	0.56 a
	2	0.34 cd	0.79 a	1.06 a	0.57 a
	3	0.25 d	0.51 bc	0.60 bc	0.48 abc
	5	0.31 d	0.41 c	0.44 c	0.34 cd
	7	0.44 bc	0.62 ab	0.54 bc	0.60 a
	15	0.53 ab	0.37 c	0.57 bc	0.53 ab
	30	0.60 a	0.51 bc	0.57 bc	0.32 d
	45	0.62 a	0.40 c	0.62 bc	0.40 bcd
	90	0.51 ab	0.40 c	0.54 bc	0.54 ab
<i>Cajete</i>					
Mantillo	1	0.31 e	0.66 b	0.84 b	0.84 a
	2	0.66 ab	0.89 a	1.25 a	0.78 ab
	3	0.40 cde	0.62 b	0.66 c	0.75 ab
	5	0.34 de	0.53 bcd	0.60 c	0.75 ab
	7	0.48 cd	0.65 b	0.60 c	0.60 c
	15	0.44 cde	0.53 bcd	0.59 c	0.66 bc
	30	0.54 bc	0.57 bc	0.43 d	0.56 c
	45	0.76 a	0.38 d	0.40 d	0.40 d
	90	0.79 a	0.43 cd	0.38 d	0.37 d

	1	0.41 a	0.70 b	0.88 b	0.88 a
	2	0.50 a	1.00 a	1.20 a	0.62 bc
	3	0.41 a	0.66 b	0.75 bc	0.66 bc
	5	0.44 a	0.69 b	0.60 cd	0.54 cd
Suelo	7	0.44 a	0.67 b	0.65 cd	0.53 cd
	15	0.48 a	0.47 c	0.44 ef	0.47 de
	30	0.44 a	0.53 c	0.51 de	0.54 cd
	45	0.37 a	0.69 b	0.69 c	0.72 b
	90	0.50 a	0.53 c	0.35 f	0.37 e

[†] ddi: Días después de la incubación.

Las medias seguidas de diferente letra entre cada tiempo de incubación difieren significativamente según la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Las medias representan el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

7.4.3. Tasa de mineralización de carbono y fósforo

El uso del suelo no afectó la tasa de mineralización bruta de C (MBC) (Figura 4a). La mineralización de C en el mantillo con uso forestal y agrícola fue de 1 y 0.9 % d⁻¹, respectivamente. Sin embargo, las diferencias fueron notorias entre uso agrícola: mayor en cajete (1 % d⁻¹) que en calle (0.7 % d⁻¹) (Figura 4a). Además, el tiempo de incubación propició que la mineralización de C aumentara de 0.7 a 1.0 % d⁻¹ en bosque, de 0.5 a 1.3 % d⁻¹ en cajete y de 0.7 a 0.9 % d⁻¹ en calle.

La adición de residuos vegetales, por otro lado, propició un alza de la mineralización bruta de C en el mantillo (de 26 a 60 %) y suelo (de 40 a 50 %) durante el primer día de incubación. Posteriormente, ésta disminuyó, pero la caída se acentuó en el mantillo de cajete (50 %) a partir del Día 45. Cabe agregar que, el mantillo de cajete sin residuo requirió de 45 ddi para incrementar la mineralización de C, mientras que en calle ocurrió hasta los 90 ddi. En general, la mineralización de C no varió entre tipos de residuos vegetales aplicados al suelo, excepto en el Día 1 con la adición de residuos de frijol en el mantillo de calle (Figura 5a).

La tasa de mineralización bruta de P (MBP) no difirió entre usos de suelo (1.3 mg P g⁻¹ d⁻¹), pero decreció a mayor profundidad (Figura 4b). En el mantillo de bosque y uso agrícola se obtuvo una tasa de 1.6 y 1.5 mg P g⁻¹ d⁻¹, mientras que, a los 20 cm del perfil del suelo, la tasa

fue de 0.9 y 1.1 mg P g⁻¹ d⁻¹, respectivamente. No obstante, cuando se compara la mineralización de P dentro del uso agrícola en mantillo, la mayor tasa se obtuvo en cajete (2.2 mg P g⁻¹ d⁻¹) que en calle (0.9 mg P g⁻¹ d⁻¹) (Figura 4b). El tiempo de incubación afectó diferencialmente la tasa bruta de mineralización de P. En el Día 45, se presentó un alza en el mantillo de uso forestal y agrícola en cajete (de 39 y 64 %). Sin embargo, en el de calle, la tasa disminuyó 51 %, con respecto al Día 1 y de 72 a 79 % en comparación a la de bosque y cajete. En el Día 90, la tasa de mineralización en cajete fue 2 a 3 veces mayor que en el resto de los usos de suelo.

La adición de residuos vegetales indujo un alza de la mineralización bruta de P en el mantillo (de 18 a 57 %) y suelo (de 22 a 46 %) durante el primer día de incubación. Posteriormente, ésta disminuyó, pero la caída se acentuó en el mantillo de calle (31 %) a partir del Día 45 (Figura 5b). En el caso del suelo sin residuos vegetales, solo hubo un efecto notorio en el mantillo de cajete a partir de los 45 y hasta 90 ddi, con un incremento de 64 y 62% con respecto al Día 1. La adición de residuos de frijol (40 %) y sorgo (18 %) promovieron el incremento de la mineralización de P en el mantillo de calle, mientras que, en cajete, el alza se debió al uso de frijol (64 %) y aguacate (58 %) durante el primer día de incubación.

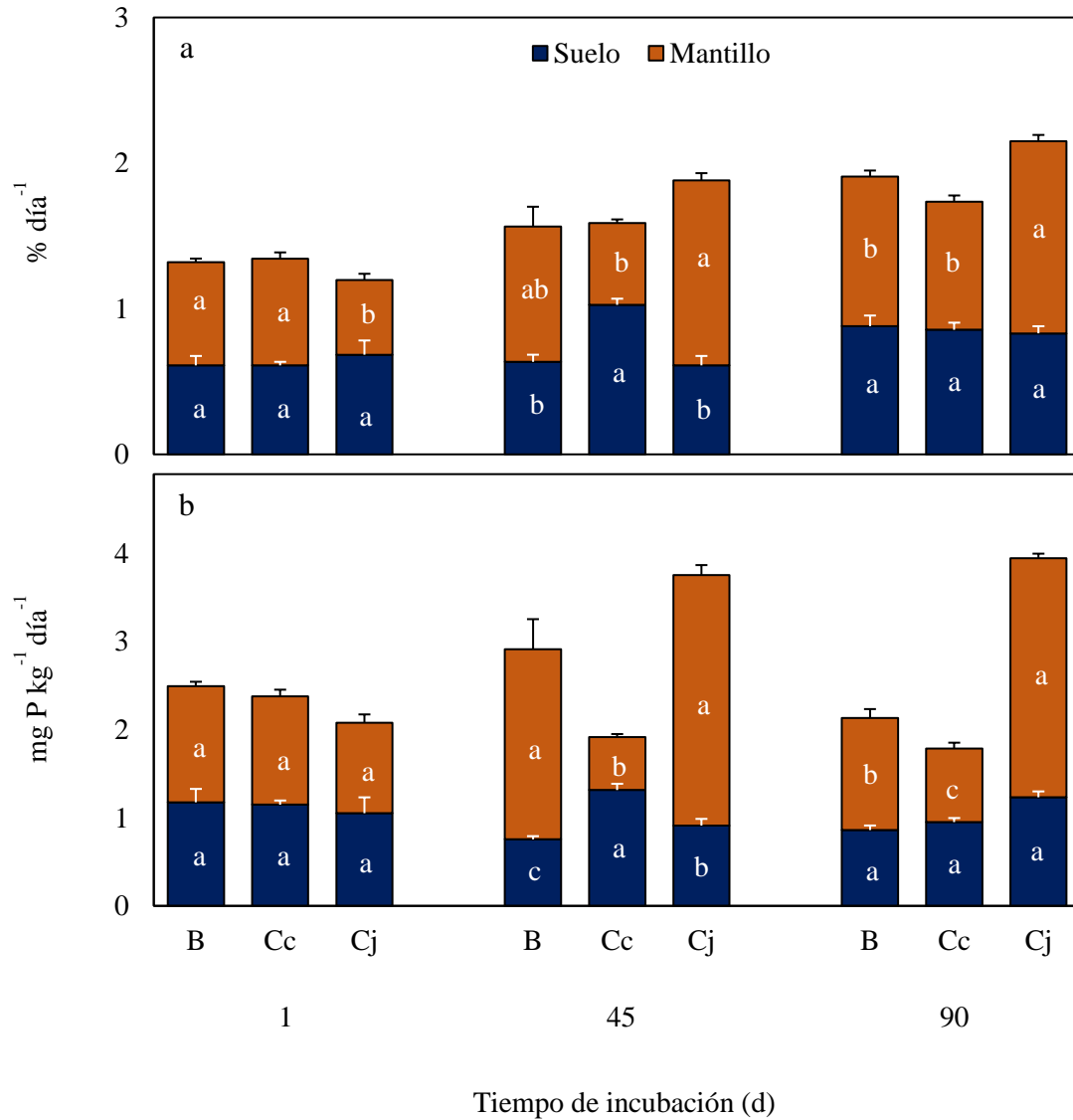


Figura 4. Tasa de mineralización bruta de carbono (a) y fósforo (b) en sistema natural de bosque (B) y cultivado en calle (Cc) y cajete (Cj) en el mantillo (0-5 cm) y suelo (5-20 cm). 1, 45 y 90 días después de la incubación. Medias seguidas de diferente letra entre cada uso, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

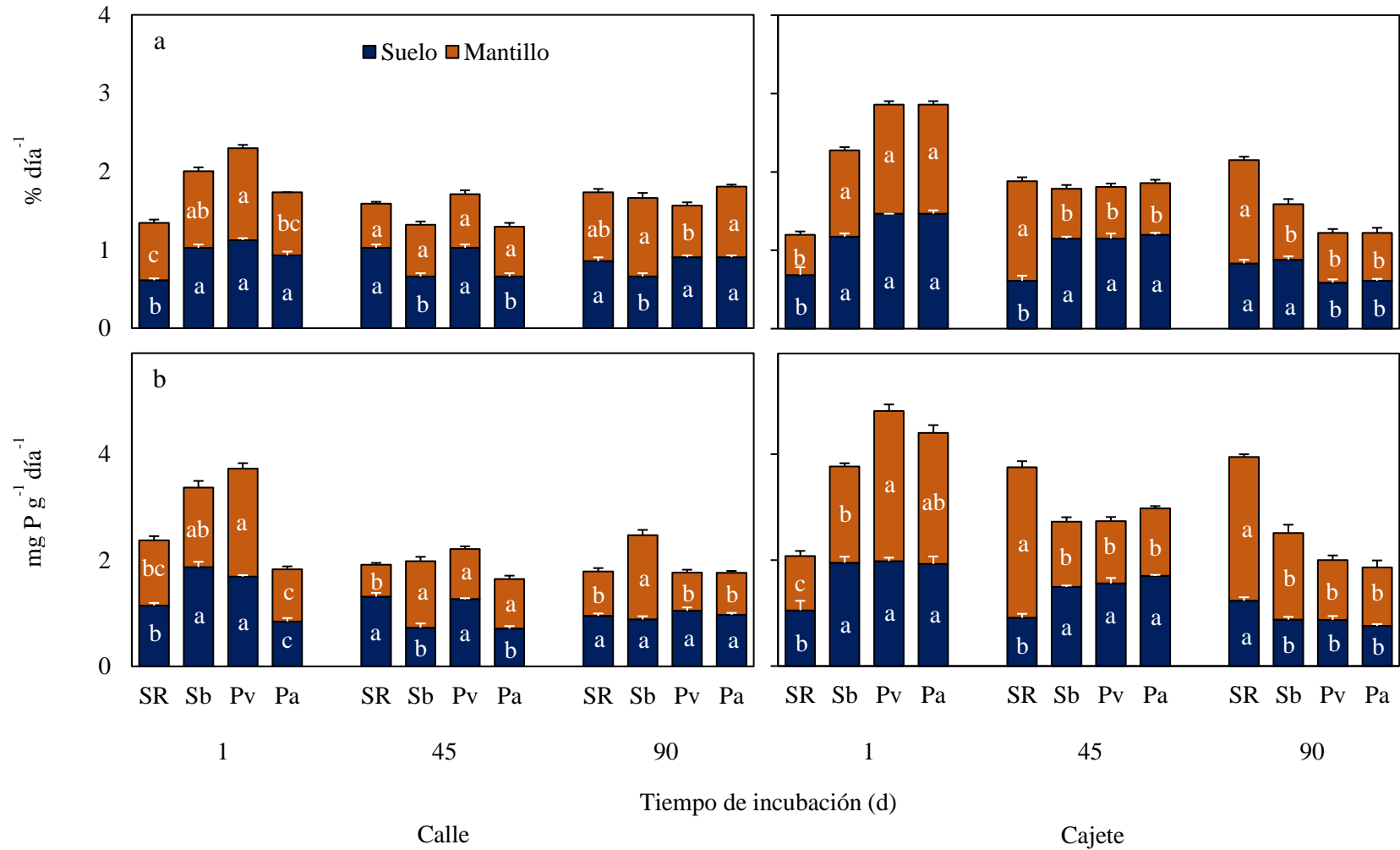


Figura 5. Tasa de mineralización bruta de carbono (a) y fósforo (b) en mantillo (0-5 cm) y suelo (5-20 cm) de calle y cajete con residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). 1, 30, 45 y 90 días después de la incubación con el residuo vegetal. Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

7.5. Concentración de fósforo microbiano

El tipo de uso de suelo, adición de residuos vegetales y tiempo de incubación afectaron el contenido de P microbiano ($P \leq 0.001$). El contenido de P microbiano en el mantillo del suelo con uso forestal fue 3 a 5 veces mayor (14 mg kg^{-1}) que aquel con uso agrícola en cajete (5 mg kg^{-1}) y calle (3 mg kg^{-1}) (Figura 6). La misma respuesta se obtuvo a mayor profundidad (5-20 cm). El suelo de bosque exhibió un mayor contenido de P microbiano (5.6 mg kg^{-1}), con respecto al suelo cultivado en cajete (3.4 mg kg^{-1}) y calle (2.2 mg kg^{-1}).

El tiempo de incubación afectó el patrón de acumulación de P microbiano en el perfil del suelo. El P microbiano del mantillo de bosque se redujo (de 21 a 8 mg kg^{-1}), mientras que en el suelo cultivado en cajete y calle aumentó de 3 a 6 mg kg^{-1} y de 1.4 a 3 mg kg^{-1} . La aportación de esta fracción de P disminuyó a mayor profundidad en el perfil del suelo y se acentuó mayormente en el suelo con uso agrícola en calle. A partir de los 45 ddi, el contenido de P microbiano del suelo de bosque y cajete se mantuvieron estables (4 mg kg^{-1}) (Figura 6).

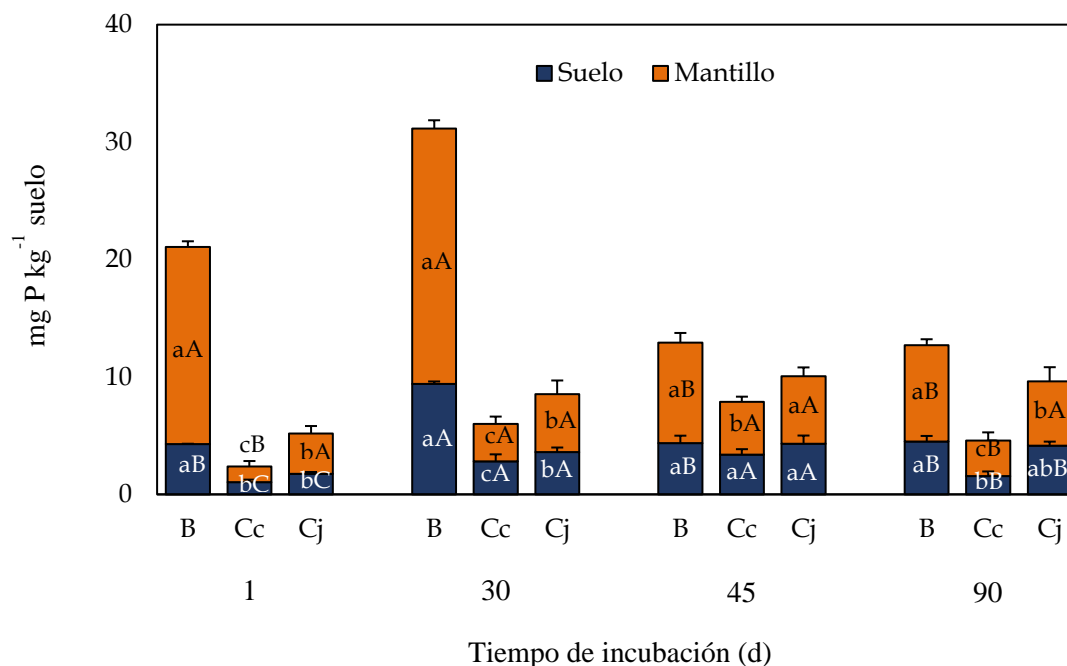


Figura 6. Fósforo en la biomasa microbiana en sistema natural de bosque (B) y cultivado en calle (Cc) y cajete (Cj) en el mantillo (0-5 cm) y suelo (5-20 cm). 1, 30, 45 y 90 días después de la incubación. Medias seguidas de diferente letra entre uso y manejo del suelo (minúsculas) y tiempo de incubación (mayúsculas) en cada acervo, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

La adición de residuos vegetales incrementó en 25 % el contenido de P microbiano en el perfil del suelo agrícola (Figura 7). La aportación, sin embargo, fue mayor en el mantillo de calle (de 3 a 5 mg kg⁻¹) y cajete (de 6 a 7 mg kg⁻¹) e irrelevante en el suelo (de 1.7 a 2.6 mg kg⁻¹). En el primer día de incubación, dicho incremento se atribuyó al ingreso de residuos de frijol y sorgo. Posteriormente, el aporte fue indistinto del tipo de residuo aplicado (Figura 7). El tiempo de incubación afectó la acumulación y distribución de P microbiano. Entre los 30 y 45 ddi, el P microbiano aumentó de 2 a 6 mg kg⁻¹ y de 2 a 4 mg kg⁻¹ en todos los usos de suelo, excepto en el mantillo en cajete. Este último, exhibió el mismo contenido de P durante el tiempo de incubación (6 mg kg⁻¹) (Cuadro 8).

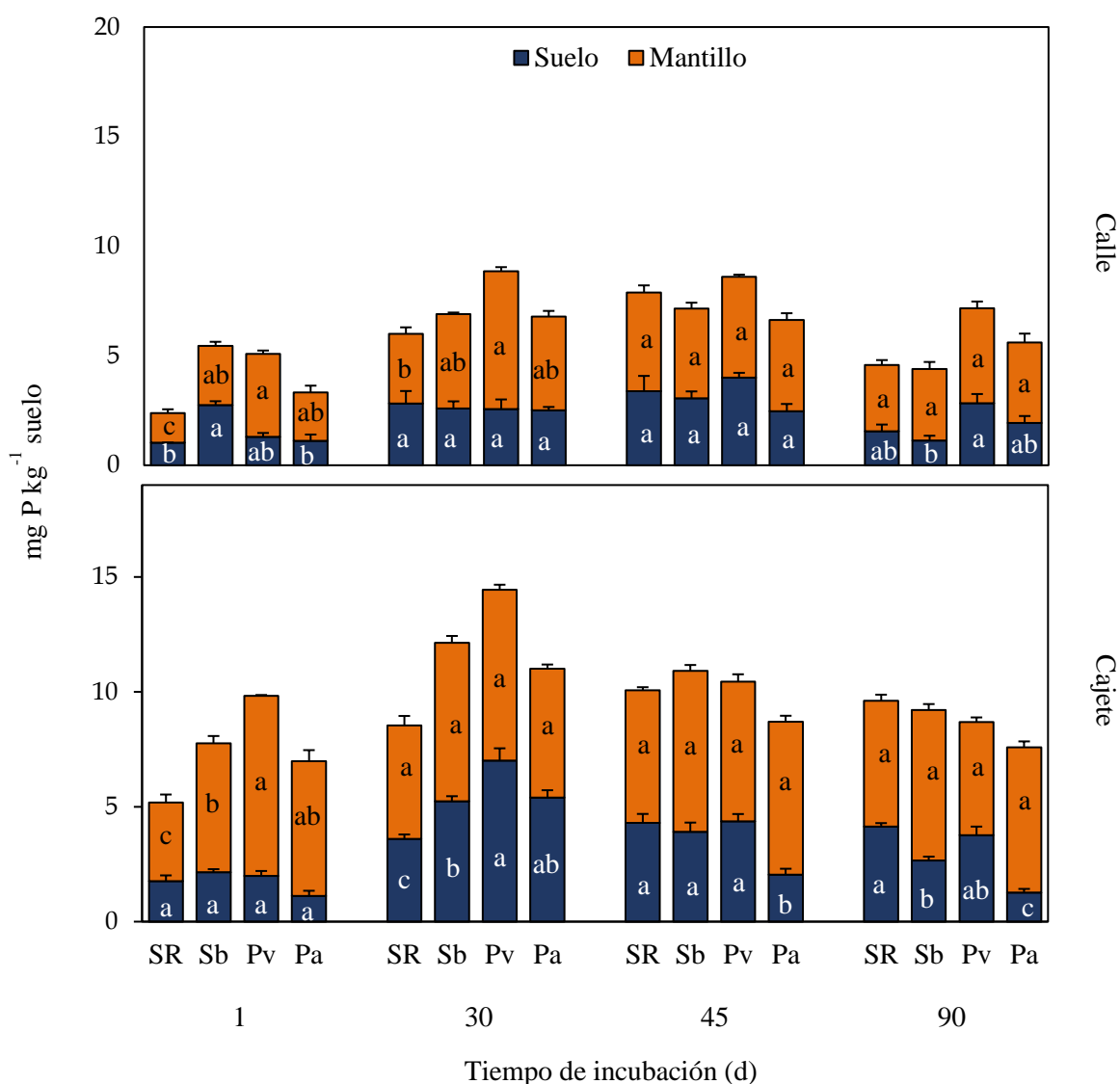


Figura 7. Fósforo en la biomasa microbiana en calle y cajete con residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). 1, 30, 45 y 90 días después de la incubación con el residuo vegetal. Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

Cuadro 8. Efecto del tiempo de incubación del suelo con residuos vegetales: sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa) en el contenido de fósforo en la biomasa microbiana en el perfil del suelo.

Perfil (cm)	Tiempo (ddi) [†]	Sin residuo	Sorgo	Frijol	Aguacate
		mg P kg ⁻¹			
<i>Calle</i>					
0-5	1	1.4 b	2.7 b	3.8 a	2.2 b
	30	3.2 a	4.3 a	6.3 a	4.3 a
	45	4.5 a	4.1 ab	4.6 a	4.2 a
	90	3.0 a	3.3 ab	4.3 a	3.7 ab
5-20	1	1.0 a	2.8 a	1.3 b	1.1 a
	30	2.8 a	2.6 ab	2.6 ab	2.5 a
	45	3.4 a	3.1 a	4.0 a	2.5 a
	90	1.6 a	1.1 b	2.8 a	1.9 a
<i>Cajete</i>					
0-5	1	3.4 a	5.6 a	7.8 a	5.9 a
	30	4.9 a	6.9 a	7.4 a	5.6 a
	45	5.8 a	7.0 a	6.1 a	6.7 a
	90	5.5 a	6.5 a	4.9 a	6.3 a
5-20	1	1.8 b	2.2 c	2.0 c	1.1 b
	30	3.6 a	5.2 a	7.0 a	5.4 a
	45	4.3 a	3.9 ab	4.4 ab	2.0 b
	90	4.1 a	2.7 bc	3.8 b	1.3 b

[†] ddi: Días después de incubación. Las medias seguidas de diferente letra entre cada tiempo de incubación difieren significativamente según la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Las medias representan el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

7.6. Formas de fósforo en un suelo ácido

7.6.1. Efecto del uso y profundidad del suelo en la distribución de fósforo

Hubo diferencias entre el uso del suelo, tiempo de incubación e interacción para las formas lábiles, moderadamente lábiles y no lábiles, P total, Pi y Po ($P \leq 0.001$) (Cuadro 9). El cambio de uso de suelo forestal a un sistema de cultivo en cajete promovió un incremento de P lábil y moderadamente lábil en el mantillo (Figura 8). En el acervo lábil, el incremento fue de 22, 71 y 64 % después de 1, 45 y 90 ddi (días después de incubación); mientras que, en el moderadamente lábil, fue de 22, 10 y 10 %, respectivamente (Figura 8). En el mantillo (0-5 cm), las formas lábiles y moderadamente lábiles variaron de 29 a 100 mg P kg⁻¹ y de 158 a 181 mg P kg⁻¹, mientras que, a los 20 cm del perfil del suelo, dichas formas fueron menores: de 26 a 32 mg P kg⁻¹ y de 141 a 146 mg P kg⁻¹, respectivamente.

Cuadro 9. Valor de F y nivel de significancia para el acervo de fósforo lábil (L), moderadamente lábil (ML), no lábil (NL), fósforo total (Pt), inorgánico (Pi) y orgánico (Po) de un suelo ácido de Ario, Michoacán.

Fuentes de variación	gl ^t	L	ML	NL	Pt	Pi	Po
Uso del suelo (US)	4	6160.6 ***	127.3 ***	353.9 ***	1214.6 ***	496.5 ***	652.3 ***
Residuo vegetal (RV)	3	100.3 ***	80.0 ***	99.8 ***	181.7 ***	245.4 ***	101.4 ***
Tiempo	2	1002.3 ***	4.8 *	36.3 ***	41.3 ***	431.4 ***	319.5 ***
US × RV	9	37.0 ***	20.0 ***	35.0 ***	44.2 ***	36.1 ***	35.8 ***
US × Tiempo	10	878.1 ***	34.8 ***	20.5 ***	68.1 ***	113.6 ***	79.8 ***
US × RV × Tiempo	24	72.8 ***	16.3 ***	67.1 ***	61.1 ***	64.5 ***	33.5 ***

^t gl: Grados de libertad; *** P < 0.0001

El P total del suelo cultivado en cajete (de 640 a 674 mg kg⁻¹) fue mayor que el obtenido en el suelo de bosque (516 y 553 mg kg⁻¹) y calle (431 y 519 mg kg⁻¹) (Cuadro 10). La fracción de Pi constituyó de 68 a 72 % del P total. En particular, el Pi del mantillo del suelo cultivado en cajete incrementó después de 1, 45 y 90 ddi (28, 28 y 9 %). Por el contrario, Po del suelo de

bosque (127 a 191mg kg⁻¹) fue mayor que en el cultivado (141 a 170 mg kg⁻¹) y representó de 28 a 37 % y de 30 a 31 % del P total. A mayor tiempo de incubación, menor contenido de Po en el suelo de bosque (de 33 a 34 %) y de calle (de 19 a 38 %) (Cuadro 10).

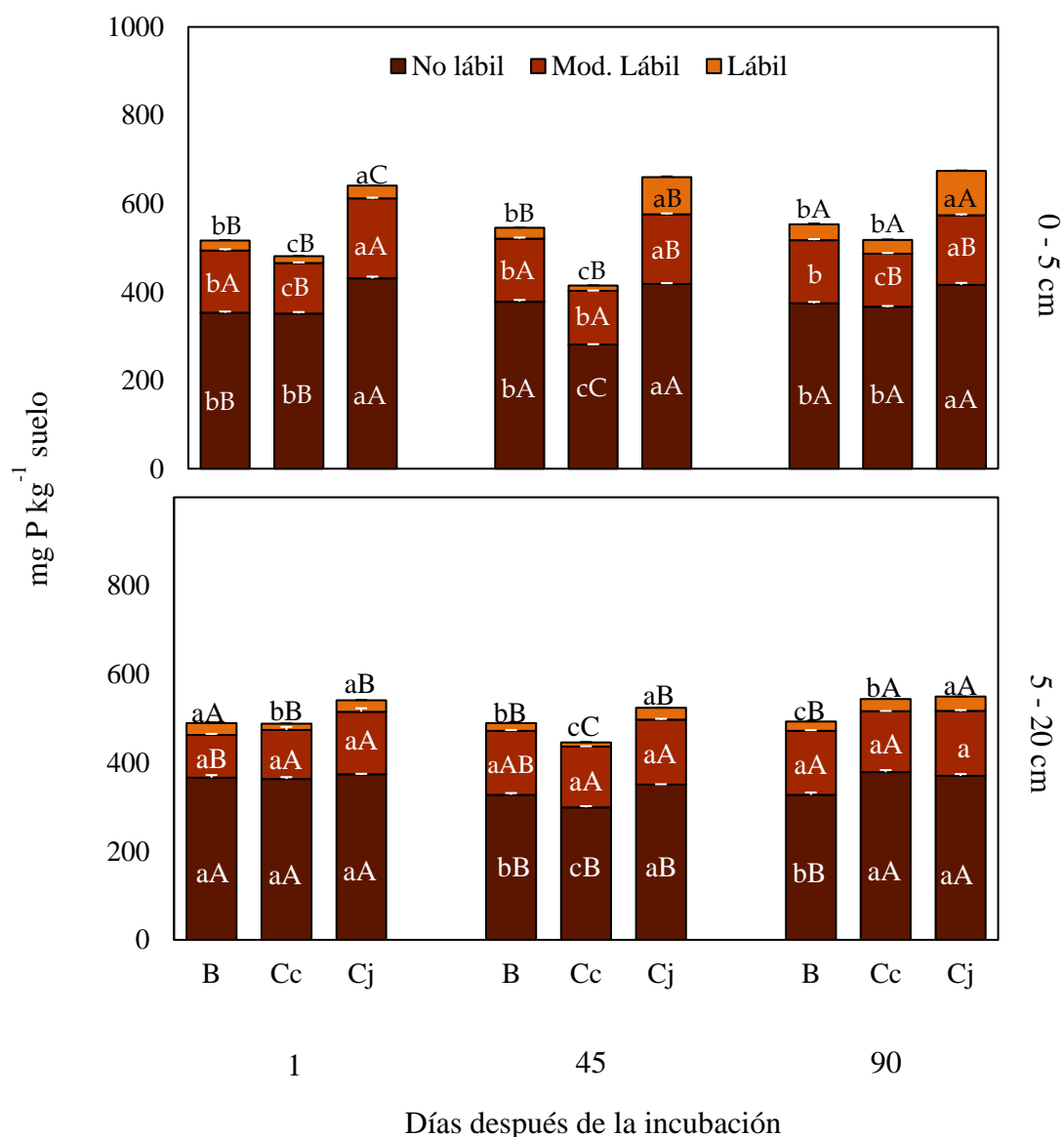


Figura 8. Acervo de fósforo lábil, moderadamente lábil y no lábil en sistemas natural de bosque (B) y cultivado en calle (Cc) y cajete (Cj) en el mantillo (0-5 cm) y suelo (5-20 cm). 1, 45 y 90 días después de la incubación. Medias seguidas de diferente letra entre uso del suelo (minúsculas) y tiempo de incubación (mayúsculas) en cada acervo, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

Cuadro 10. Efecto del uso, profundidad y tiempo de incubación del suelo en el contenido de fósforo total (Pt), inorgánico (Pi) y orgánico (Po).

Uso del suelo	Tiempo ^t (ddi)	Pt	Pi	Po
		mg P kg ⁻¹		
<i>0-5 cm</i>				
Bosque		516.5 bB	316.3 bB	200.2 aB
Calle	1	480.9 cB	313.4 bB	166.1 bA
Cajete		640.7 aB	437.7 aB	203.0 aB
Bosque		549.9 bA	310.1 bB	239.8 aA
Calle	45	431.6 cC	320.3 bB	111.3 bB
Cajete		662.3 aA	432.9 aB	229.4 aA
Bosque		553.4 bA	421.5 bA	131.8 bC
Calle	90	518.7 cA	420.9 bA	97.8 cC
Cajete		673.9 aA	462.5 aA	211.4 aB
<i>5-20 cm</i>				
Bosque		489.5 aA	336.8 bB	154.2 aA
Calle	1	488.1 aB	335.8 bB	150.2 aA
Cajete		540.7 aA	392.2 aA	147.4 bA
Bosque		488.0 bA	364.4 aA	123.6 bB
Calle	45	450.3 cC	319.1 bC	131.3 bB
Cajete		517.6 aB	363.5 aB	154.1 aA
Bosque		492.8 bA	390.1 bA	102.6 bC
Calle	90	543.7 aA	430.9 aA	112.8 bC
Cajete		549.2 aA	396.6 bA	152.6 aA

^t ddi: Días después de incubación. Las medias seguidas de diferente letra entre cada uso del suelo (minúsculas) y tiempo de incubación (mayúsculas) difieren significativamente según la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

El Pi disponible (Resina-Pi) disminuyó con el tipo de uso y tiempo de incubación y fue independiente de la profundidad del perfil (Cuadro 11). En el mantillo del suelo de bosque hubo mayor disponibilidad de Pi (6 mg kg^{-1}) que en el suelo cultivado en cajete (3 mg kg^{-1}) y calle (2 mg kg^{-1}) después de 90 ddi. En términos porcentuales, el P disponible en el suelo de bosque y cultivado varió de 0.4 a 1.8 % y de 0.4 a 0.6 % con respecto al P total. Un patrón similar se presentó a mayor profundidad (5-20 cm) en el suelo de bosque (5 mg kg^{-1}), calle (2 mg kg^{-1}) y cajete (3 mg kg^{-1}).

En el mantillo del suelo en cajete, hubo un mayor contenido de Pi (Bic-Pi), de 6 a 31 mg kg^{-1} , después de 90 ddi. Esta fracción constituyó de 1 a 5 % del P total (Cuadro 11). Similarmente, el Pi moderadamente lábil ($\text{NaOH}_{0.1}\text{-Pi}$) disminuyó a mayor tiempo de incubación y profundidad del suelo. Éste varió de 55 a 78 mg kg^{-1} y representó de 8 a 16 % del P total. De todas las fracciones de P inorgánico, el Pi-residual alcanzó el mayor valor en el perfil del suelo cultivado en cajete (292 mg kg^{-1}) seguido de calle (248 mg kg^{-1}) y bosque (232 mg kg^{-1}) (Cuadro 11). El Pi-residual representó de 33 a 47 % del P total.

Contrario a lo que se esperaba, el mantillo de suelo de bosque exhibió el menor contenido de Bic-Po lábil, en comparación al cultivado en cajete. En este último, el Bic-Po incrementó de 17 a 66 mg kg^{-1} (3 a 10 %) después de 45 y 90 ddi. Las formas de $\text{NaOH}_{0.1}\text{-Po}$ y $\text{NaOH}_{0.5}\text{-Po}$, resultaron de mayor importancia en el suelo de bosque, en promedio 69 y 108 mg kg^{-1} . Estas representaron el 13 y 22 % del P total. La participación de Po (Bic-Po, $\text{NaOH}_{0.1}\text{-Po}$ y $\text{NaOH}_{0.5}\text{-Po}$) con respecto al P-total, correspondió al 37 y 30 % en el suelo de bosque y cultivado, respectivamente.

El Po mineralizable (Bic-Po) se redujo en profundidad (5-20 cm). En el suelo cultivado en cajete, el decremento con respecto al mantillo fue de 70 %. Un resultado similar se obtuvo en la fracción orgánica recalcitrante ($\text{NaOH}_{0.5}\text{-Po}$) del suelo de bosque, con una reducción de 30 %. Independientemente del uso del suelo, el tiempo de incubación acrecentó el Po mineralizable en el mantillo, pero redujo el Po recalcitrante en el perfil del mismo (Cuadro 11).

Cuadro 11. Efecto del uso, profundidad y tiempo de incubación del suelo en las fracciones de fósforo.

Uso del suelo	Tiempo [†] (ddi)	mg P kg ⁻¹						
		Resina	Bic-Pi	Bic-Po	NaOH _{0.1} -Pi	NaOH _{0.1} -Po	NaOH _{0.5} -Po	Residual-Pi
<i>0-5 cm</i>								
Bosque	1	4.8 bB	11.5 aA	6.2 bB	48.8 bC	78.1 aA	118.7 aB	161.7 bB
Calle		0.9 cC	5.5 bA	8.6 bB	64.4 aC	33.7 bB	126.6 aA	157.1 bB
Cajete		5.7 aA	5.8 bC	17.4 aB	73.4 aA	87.0 aA	98.5 bA	266.8 aB
Bosque	45	5.0 aB	4.7 bB	14.8 bA	61.4 bB	79.3 aA	145.7 aA	157.1 bB
Calle		1.7 bB	4.6 bAB	5.8 cB	71.9 aB	58.7 bA	46.7 cB	169.0 bB
Cajete		1.1 cC	21.3 aB	61.8 aA	57.6 cB	75.7 aB	91.9 bB	268.3 aB
Bosque	90	7.5 aA	5.5 bB	23.2 bA	81.0 aA	48.9 bB	59.7 bC	232.5 bA
Calle		2.7 bA	3.2 bB	25.3 bA	81.7 aA	30.1 cB	42.4 cB	248.7 bA
Cajete		2.9 bB	31.2 aA	65.8 aA	66.6 bA	70.1 aB	75.4 aC	291.8 aA
<i>5-20 cm</i>								
Bosque	1	8.8 aA	4.1 bB	14.2 aA	55.7 aC	67.1 aA	114.4 aA	188.8 bB
Calle		1.4 cB	5.9 aA	7.0 bB	55.7 aC	76.0 aA	105.9 aA	186.1 bB
Cajete		2.8 bB	5.3 abB	17.7 aA	55.0 aC	72.6 aA	64.1 bB	243.2 aA
Bosque	45	2.4 aC	4.3 bB	10.7 aB	93.3 aA	38.1 bC	74.9 bB	178.5 bB
Calle		1.4 bB	4.6 bB	3.7 bC	63.7 bB	64.9 aA	62.6 cB	175.7 bB
Cajete		1.4 bC	9.0 aA	16.3 aA	61.1 bB	55.6 aA	82.2 aA	216.3 aB
Bosque	90	3.9 bB	5.8 bA	11.3 bB	77.8 aB	50.7 bB	40.7 cC	224.9 cA
Calle		3.2 cA	5.9 bA	18.8 aA	77.4 aA	39.9 bB	54.1 bC	254.2 aA
Cajete		5.4 aA	10.6 aA	16.5 aA	68.5 bA	66.3 aA	69.7 aB	247.8 bA

[†] ddi: Días después de la incubación. Las medias seguidas de diferente letra entre cada uso del suelo (minúsculas) y tiempo de incubación (mayúsculas) difieren significativamente según la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Las medias representan el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

7.6.2. Efecto del uso de residuos vegetales y profundidad en las formas de fósforo

El uso de residuos vegetales y la interacción con el tipo del suelo y tiempo de incubación e interacción para todos los acervos de P fueron significativos ($P \leq 0.001$) (Cuadro 9). La aplicación de residuos vegetales con respecto al tratamiento sin residuos promovió un incremento del P lábil en el suelo cultivado en calle (23 %) y, en menor grado, en el mantillo del suelo cultivado en cajete (11 %), después de 45 ddi (Figura 9). En el primer caso, la mayor aportación provino de la adición de hojarasca de aguacate (34 %), sorgo (19 %) y frijol (15 %). En el segundo, el incremento se obtuvo con el ingreso de residuo de frijol (13 %), sorgo (12 %) y hojarasca de aguacate (8 %). En suma, las formas lábiles de P fueron mayores en el mantillo (14 a 96 mg P kg⁻¹) y disminuyeron a mayor profundidad (de 12 a 33 mg P kg⁻¹).

El uso de residuos vegetales promovió un incremento de P moderadamente lábil en el mantillo (23 %) y, en menor proporción, en el suelo cultivado en calle (13 %), después de 90 ddi. En ambas profundidades, dicho incremento se atribuyó a la adición de sorgo (31 y 25 %), frijol (23 y 10 %) y hojarasca de aguacate (15 y 5 %). En mantillo, el P moderadamente lábil varió de 135 a 184 mg P kg⁻¹, mientras que en suelo cultivado en calle fue de 134 a 183 mg P kg⁻¹.

El acervo no lábil se mantuvo inalterable con la adición de residuos vegetales, excepto en el mantillo (32 %) cultivado en calle después de 45 ddi. Particularmente, los residuos de sorgo (37 %) y aguacate (37 %) contribuyeron con dicho incremento.

El mayor contenido de P total se obtuvo en el perfil del suelo cultivado en cajete (de 534 a 678 mg kg⁻¹) y, en menor grado, en el suelo de calle (de 526 a 540 mg kg⁻¹) (Cuadro 12). Las fracciones inorgánicas (Pi) y orgánicas (Po) siguieron este mismo patrón. El Pi del suelo cultivado en cajete (de 403 a 506 mg kg⁻¹) fue mayor que el obtenido en calle (de 348 a 430 mg kg⁻¹) y constituyó de 69 a 73 % y de 71 a 78 % del P total. La fracción de Po en el suelo en cajete fue de 127 a 202 mg kg⁻¹ y en calle de 117 a 163 mg kg⁻¹. Esta fracción representó de 27 a 31 % y de 22 a 29 % del P total (Cuadro 12).

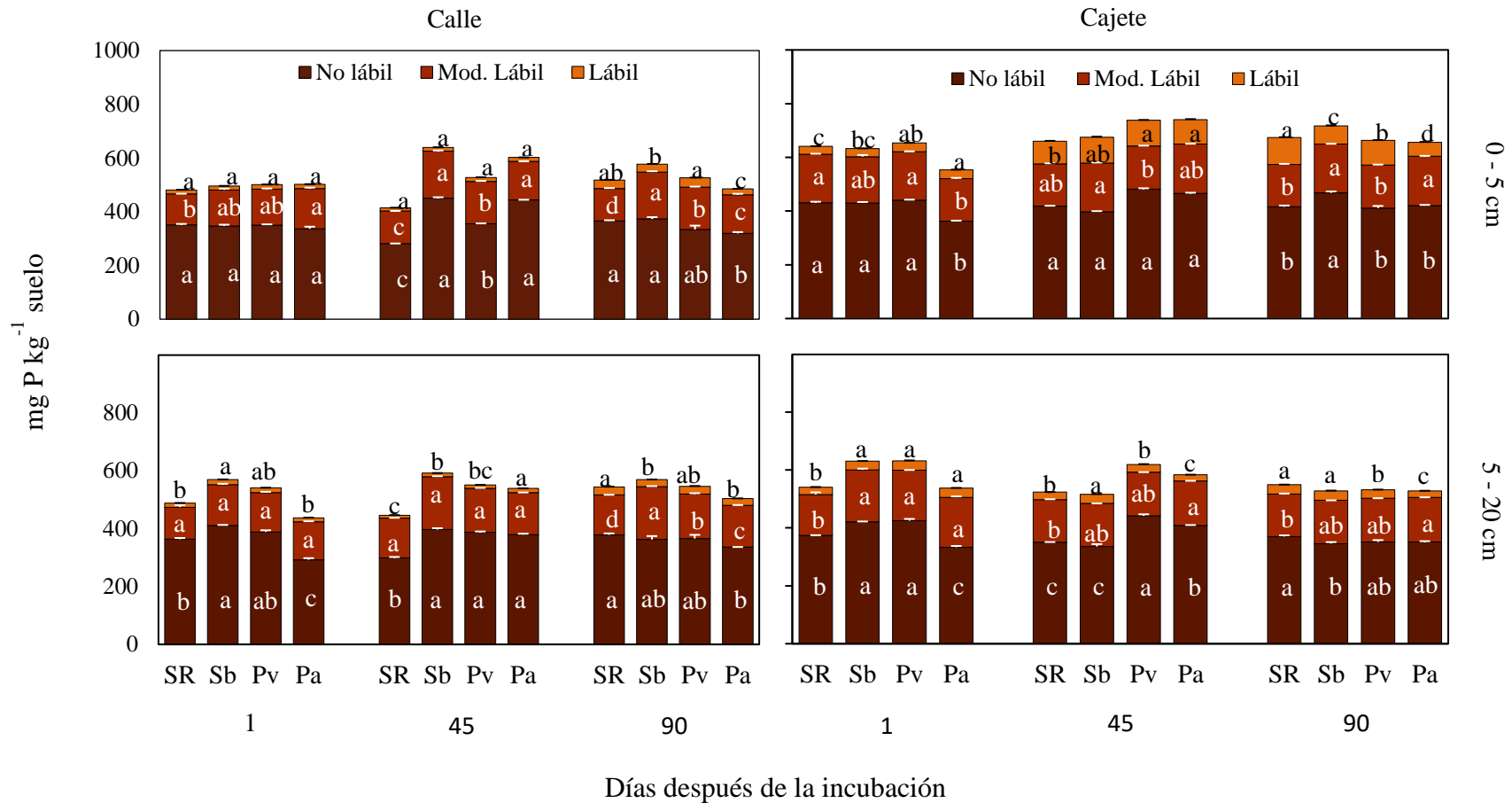


Figura 9. Acervo de fósforo lábil, moderadamente lábil y no lábil en calle y cajete con diferentes residuos vegetales: sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). 1, 45 y 90 días después de la incubación con el residuo vegetal. Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo en cada acervo, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

La aplicación de residuos de frijol y sorgo favoreció una mayor acumulación de Pi disponible en el perfil del suelo cultivado en cajete (4.1 mg kg^{-1}) y calle (3.4 mg kg^{-1}) comparado con el suelo sin residuos (3.2 mg kg^{-1} y 1.9 mg kg^{-1}) (Figura 10). En términos porcentuales, el Pi disponible constituyó de 0.2 a 1.5 % y de 0.1 a 1.5 % del P total. Similarmente, el uso de residuos de frijol y sorgo favoreció la fracción Bic-Pi (de 6.5 a 9.1 mg k^{-1}) en el mantillo del suelo cultivado en calle. El incremento fue de 15 a 65 %, con respecto al suelo sin residuos (Figura 10). La fracción Bic-Pi representó de 1 a 5.2 % del P total.

El incremento de la fracción $\text{NaOH}_{0.1}\text{-Pi}$ en el perfil del suelo cultivado en cajete (de 67 a 98 mg k^{-1}) fue atribuible a la incorporación de residuos de frijol y sorgo. Ambos con un aporte de 40 % con respecto al suelo sin residuos. Lo opuesto sucedió en el suelo cultivado en calle, con una reducción de 28 % (de 87 a 62 mg k^{-1}). La fracción $\text{NaOH}_{0.1}\text{-Pi}$ varió de 55 a 110 mg kg^{-1} y representó de 5 a 19 % del P total.

Como se esperaba, la fracción orgánica mineralizable (Bic-Po) decreció con la adición de residuos vegetales, excepto en el suelo cultivado en cajete (Figura 10). Sin embargo, esta tendencia se revirtió con un mayor tiempo de incubación (90 ddi). Interesantemente, la fracción Bic-Po en el mantillo del suelo cultivado en cajete fue mayor (de 59 a 40 mg kg^{-1}) que la obtenida a 20 cm de profundidad (de 14 a 15 mg kg^{-1}), después de 45 y 90 ddi (Figura 10). Esta fracción varió de 2.6 a 65 mg kg^{-1} y representó de 1 a 10 % del P total. La fracción $\text{NaOH}_{0.1}\text{-Po}$ aumentó con la adición de residuos vegetales y tiempo de incubación, independientemente de la profundidad del suelo. En promedio de 34 a 85 mg kg^{-1} , representando entre 5 y 16 % del P total. La fracción $\text{NaOH}_{0.5}\text{-Po}$ ocluida, por otro lado, constituyó entre 7 y 23 % del P total (datos no mostrados).

En términos porcentuales, la participación global de Po (Bic-Po, $\text{NaOH}_{0.1}\text{-Po}$ y $\text{NaOH}_{0.5}\text{-Po}$) con respecto al P-total, correspondió al 31 y 30 % en el mantillo y al 27 y 28 % en el suelo cultivado en calle y cajete, respectivamente.

Cuadro 12. Comparación entre residuos vegetales: sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa) en calle y cajete por fracciones en el perfil del suelo.

Residuo	Perfil (cm)	Tiempo [†] (ddi)	Lábil			Mod. lábil	
			Resina	Bic-Pi	Bic-Po	NaOH _{0.1} -Pi	NaOH _{0.1} -Po
							mg P kg ⁻¹
<i>Calle</i>							
SR	0 - 5	1	1.0 c	5.5 a	8.6 b	64.4 c	33.7 b
		45	1.7 b	4.6 ab	5.8 b	71.9 b	58.7 a
		90	2.7 a	3.2 b	25.3 a	81.7 a	30.1 b
	5 - 20	1	1.4 b	5.9 a	7.0 b	55.7 c	76.0 a
		45	1.4 b	4.6 b	3.7 c	63.7 b	64.9 a
		90	3.2 a	5.9 a	18.8 a	77.9 a	39.9 b
Sb	0 - 5	1	4.5 a	7.5 a	2.6 c	78.6 a	40.5 b
		45	1.6 b	5.9 b	6.5 b	60.1 b	95.6 a
		90	2.9 a	6.1 b	19.9 a	64.4 b	88.9 a
	5 - 20	1	7.8 a	5.9 a	3.9 b	83.5 a	41.9 c
		45	2.6 c	5.9 a	3.5 b	59.1 c	73.0 b
		90	3.8 b	4.0 b	15.9 a	75.9 b	87.6 a
Pv	0 - 5	1	3.0 b	3.2 c	10.3 b	66.6 a	47.7 b
		45	2.1 b	6.2 b	6.3 c	64.7 a	79.2 a
		90	7.9 a	11.1 a	15.7 a	63.0 a	74.0 a
	5 - 20	1	3.9 a	7.0 a	5.2 b	90.2 a	30.8 b
		45	1.5 b	5.1 b	4.8 b	64.4 b	70.7 a
		90	4.3 a	6.8 a	13.1 a	71.3 b	60.5 a
Pa	0 - 5	1	3.7 a	9.0 b	3.8 b	92.9 a	36.6 b
		45	2.0 b	5.1 c	7.8 a	70.8 b	59.2 a
		90	3.1 a	10.2 a	8.0 a	62.7 c	58.3 a
	5 - 20	1	2.9 a	5.8 a	5.5 b	86.5 a	29.7 c
		45	1.6 b	5.7 a	7.6 b	61.8 b	68.7 a
		90	3.4 a	7.0 a	13.1 a	68.3 b	54.7 b

		<i>Cajete</i>					
SR	0 - 5	1	5.7 a	5.8 c	17.4 b	73.4 a	87.0 a
		45	1.1 c	21.3 b	61.8 a	57.6 b	75.7 b
		90	2.9 b	31.2 a	65.8 a	66.6 a	70.1 b
	5 - 20	1	2.8 b	5.3 b	17.7 a	55.0 c	72.6 a
		45	1.4 c	9.0 a	16.3 a	61.1 b	55.6 a
		90	5.4 a	10.6 a	16.5 a	68.6 a	66.3 a
Sb	0 - 5	1	3.5 a	10.1 b	16.9 c	94.2 a	51.3 b
		45	2.6 a	33.6 a	59.8 a	93.9 a	44.4 b
		90	3.1 a	32.3 a	32.2 b	66.3 b	95.1 a
	5 - 20	1	5.3 a	6.5 b	18.1 a	98.4 ab	60.1 a
		45	1.9 b	9.3 a	20.8 a	101.8 a	22.3 c
		90	5.5 a	7.9 ab	19.6 a	94.8 b	42.8 b
Pv	0 - 5	1	4.8 b	4.4 c	23.6 c	89.0 b	69.5 b
		45	2.5 c	36.8 a	57.3 b	103.5 a	24.1 c
		90	6.7 a	21.8 b	63.1 a	61.3 c	78.5 a
	5 - 20	1	5.4 b	3.5 c	24.3 a	110.8 a	43.2 b
		45	1.9 c	9.5 a	15.5 b	86.2 b	45.8 b
		90	6.9 a	7.5 b	14.7 b	58.3 c	81.0 a
Pa	0 - 5	1	4.1 a	13.9 b	15.1 c	77.1 ab	65.0 a
		45	2.6 b	27.6 a	61.1 a	84.2 a	47.2 b
		90	4.9 a	23.1 a	24.2 b	73.8 b	82.5 a
	5 - 20	1	7.0 a	9.4 a	15.4 a	86.2 b	67.7 a
		45	1.7 c	9.5 a	10.0 b	94.5 a	44.6 b
		90	4.3 b	6.8 b	11.1 ab	70.3 c	72.3 a

[†] ddi: Días después de la incubación.

Las medias seguidas de diferente letra entre cada tiempo de incubación difieren significativamente según la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Las medias representan el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

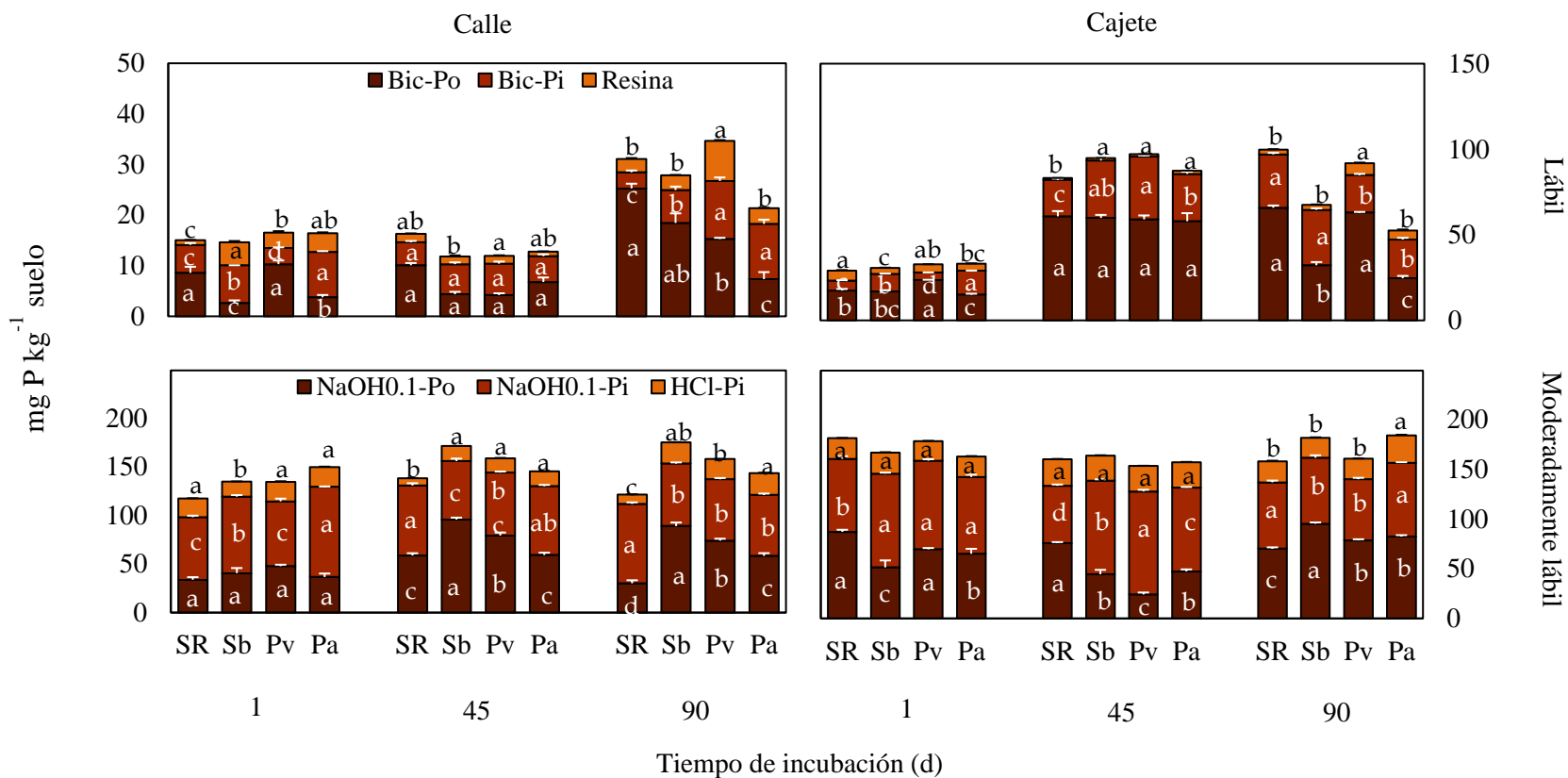


Figura 10. Contenido de fósforo lábil y moderadamente lábil en el mantillo (0-5 cm) de calle (Cc) y cajete (Cj) con los diferentes residuos vegetales, Sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). 1, 45 y 90 días después de la incubación con el residuo vegetal. Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo en cada acervo, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

7.7. Efecto de los residuos vegetales sobre el crecimiento vegetal

7.7.1. Índice de concentración de clorofila y área foliar

El uso del suelo, la aplicación de residuos vegetales y la interacción tuvieron un efecto significativo en el índice de concentración de clorofila (CCI) y área foliar (Cuadro 13). El cambio de uso forestal al agrícola promovió un incremento en CCI (41 %) y área foliar (65 %) con respecto al mantillo de bosque. En el perfil del suelo (20 cm), el incremento varió de 53 a 86 %, respectivamente. Dentro del uso agrícola, el mantillo de cajete presentó un incremento de 44 % en CCI y de 70 % en área foliar. El mismo patrón se presentó a los 20 cm de profundidad, de 21 % en CCI y 60 % en área foliar (Figura 11).

Se observó un incremento de CCI y área foliar con la adición de residuos vegetales, en ambos usos de suelo. En el mantillo de calle, el incremento de CCI (25 %) y área foliar (36 %) superó al de cajete (3 y 18 %), respectivamente. Dicho aumento se atribuyó, mayormente a la adición de residuos de frijol (32 %), mientras que, el incremento de área foliar fue indistinto al tipo de residuo vegetal aplicado. A mayor profundidad del suelo (20 cm), el efecto de la adición de residuos vegetales solo se observó en el área foliar de las plantas cultivadas en calle (21 %) y cajete (24 %). En particular, el incremento del área foliar en calle (27 %) y cajete (43 %), se atribuyó a la adición de sorgo (Figura 12).

Cuadro 13. Valor de F y nivel de significancia para índice de concentración de clorofila (CCI) y área foliar (AF) de maíz nativo (DP x Tromba).

Fuentes de variación	gl ^t	CCI	AF
Uso del suelo (US)	4	192.5 ***	974.9 ***
Residuo vegetal (RV)	3	12.9 ***	79.4 ***
US × RV	9	6.6 ***	11.2 ***

^t gl: Grados de libertad; *** P < 0.0001

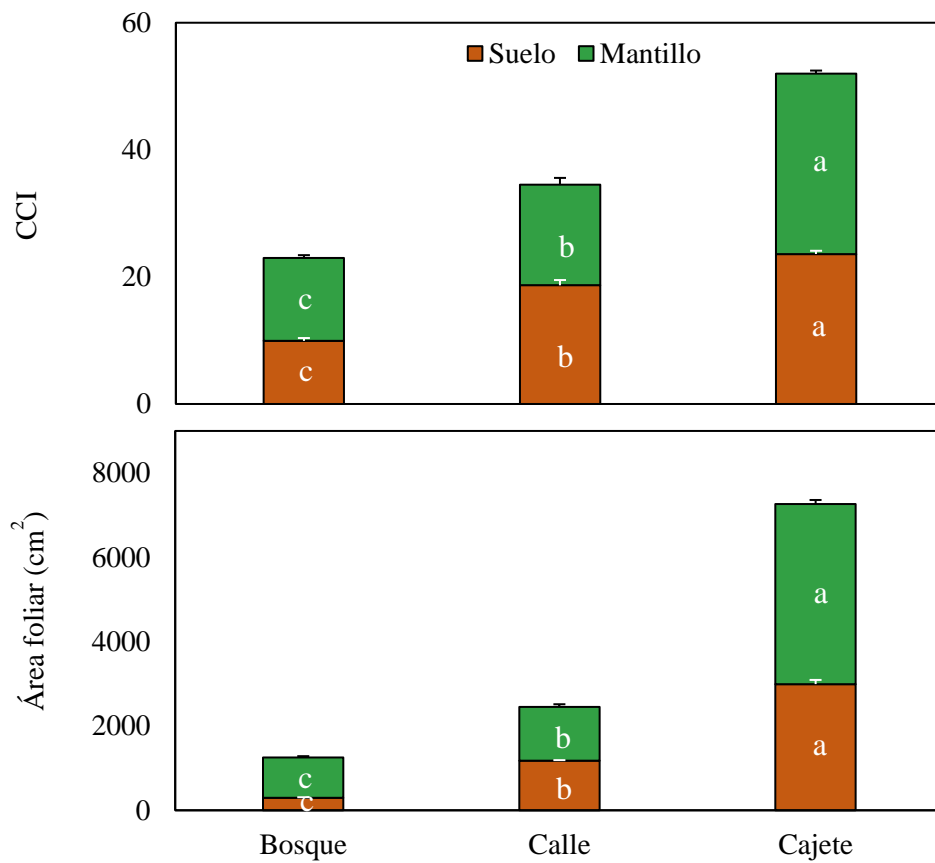


Figura 11. Índice de concentración de clorofila (CCI) y área foliar de maíz nativo (DP x Tromba) en etapa vegetativa. Medias con letras iguales entre el uso del suelo, son estadísticamente iguales entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de cuatro repeticiones ($n = 3$).

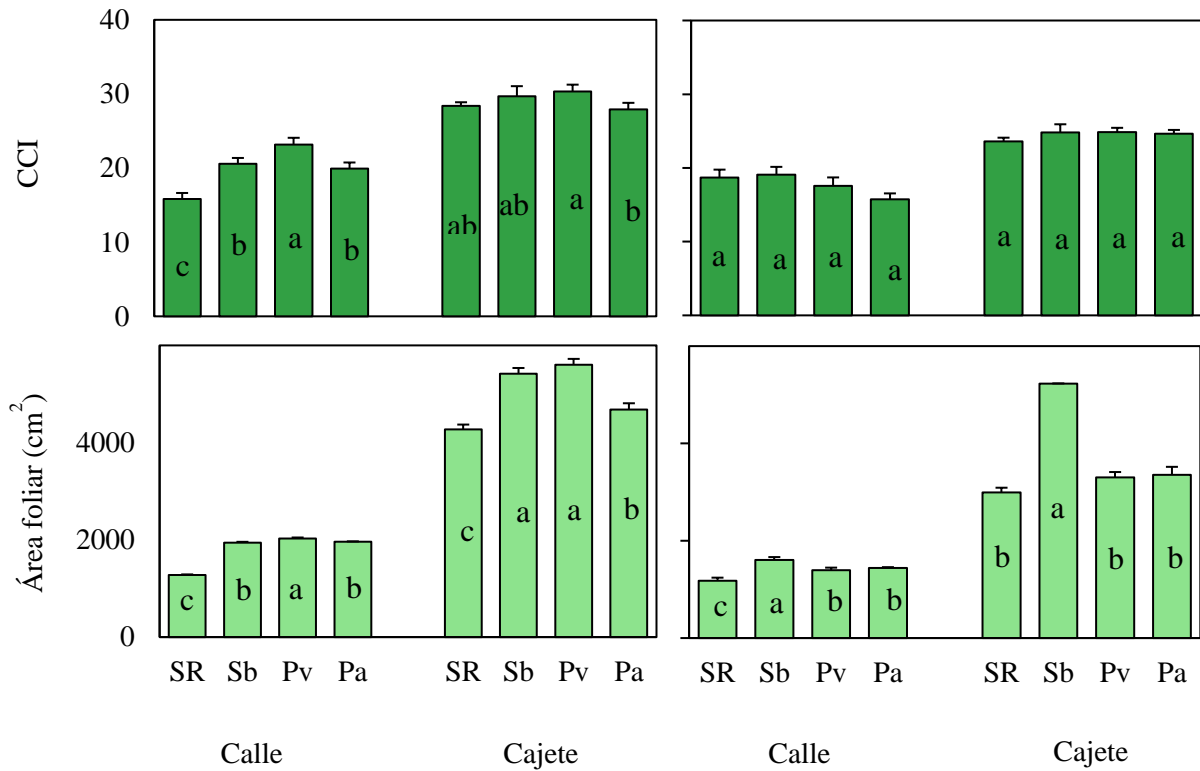


Figura 12. Índice de concentración de clorofila (CCI) y área foliar de maíz nativo (DP x Tromba) en etapa vegetativa con los diferentes residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo vegetal, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

7.7.2. Distribución y acumulación de fósforo durante la etapa vegetativa

El uso de suelo y la adición de residuos vegetales e interacción tuvo efecto significativo en todas las variables, excepto en la concentración de P_i de hoja y tallo. El suelo con uso agrícola favoreció la acumulación de materia seca (81 %) y contenido de P (90 %), respecto al uso forestal. Sin embargo, el incremento fue mayor en cajete que en calle, independientemente de la profundidad del suelo. La materia seca de la planta mostró un incremento de 85 a 91 % y en el contenido de P fue de 94 a 95 %, con respecto al obtenido en bosque.

A pesar de que las plantas que se cultivaron en el suelo con uso agrícola acumularon mayor materia seca y contenido de P, la proporción entre órganos vegetativos no varió entre usos del suelo. De la materia seca acumulada, la mayor proporción se destinó a la hoja (47 %), seguido de tallo (de 38 a 40 %) y raíz (de 11 a 19 %). La mayor concentración de P, respecto al total, se obtuvo en tallo (de 39 a 42 %) y hoja (de 32 a 38 %). Similarmente, la proporción de P contenido en el tallo fue de 42 a 50 % y en la hoja de 39 a 51 %. Notoriamente, las plantas cultivadas en el mantillo de calle acumularon un mayor contenido de P en raíz (17 %) debido a un alza en el peso seco del mismo (19 %) (Figura 13).

La aplicación de residuos vegetales promovió un incremento de materia seca en las plantas cultivadas en el mantillo (65 %) y suelo en cajete (73 %), en comparación al mantillo en calle. Entre residuos vegetales, el sorgo aportó el 32 % del alza en materia seca en el vástago de las plantas cultivadas en el suelo agrícola en cajete (Figura 14).

La máxima concentración y acumulación de P se obtuvo en el tejido vegetal de las plantas cultivadas en el mantillo y suelo en cajete, con un incremento de 68 y 46 % y de 89 y 86 %, con respecto a las que se cultivaron en calle. Independientemente del residuo vegetal aplicado, la mayor contribución de éstos se obtuvo en tallo (43 %) y hoja (40 %) en el mantillo y de 50 y 28 % en el suelo en cajete (Figura 14).

Cuadro 14. Valor de F y nivel de significancia para materia seca, fósforo inorgánico y contenido de fósforo en raíz, tallo y hoja de maíz nativo (DP x Tromba).

Fuentes de variación	gl [†]	Materia seca			Concentración			Contenido		
		Raíz	Tallo	Hoja	Raíz	Tallo	Hoja	Raíz	Tallo	Hoja
Uso del suelo (US)	5	58.5 ***	149.7 ***	146.3 ***	79.8 ***	85.9 ***	132.0 ***	102.5 ***	87.8 ***	204.1 ***
Residuo vegetal (RV)	3	8.4 ***	15.2 ***	7.8 ***	3.5 *	4.5 **	1.2 ns	6.9 **	7.7 ***	7.0 ***
US × RV	9	7.3 ***	6.3 ***	11.0 ***	7.0 ***	1.5 ns	1.3 ns	6.0 ***	2.9 *	6.1 ***

[†] gl: Grados de libertad; * P < 0.05; ** P < 0.001; *** P < 0.0001; ns = no significativo

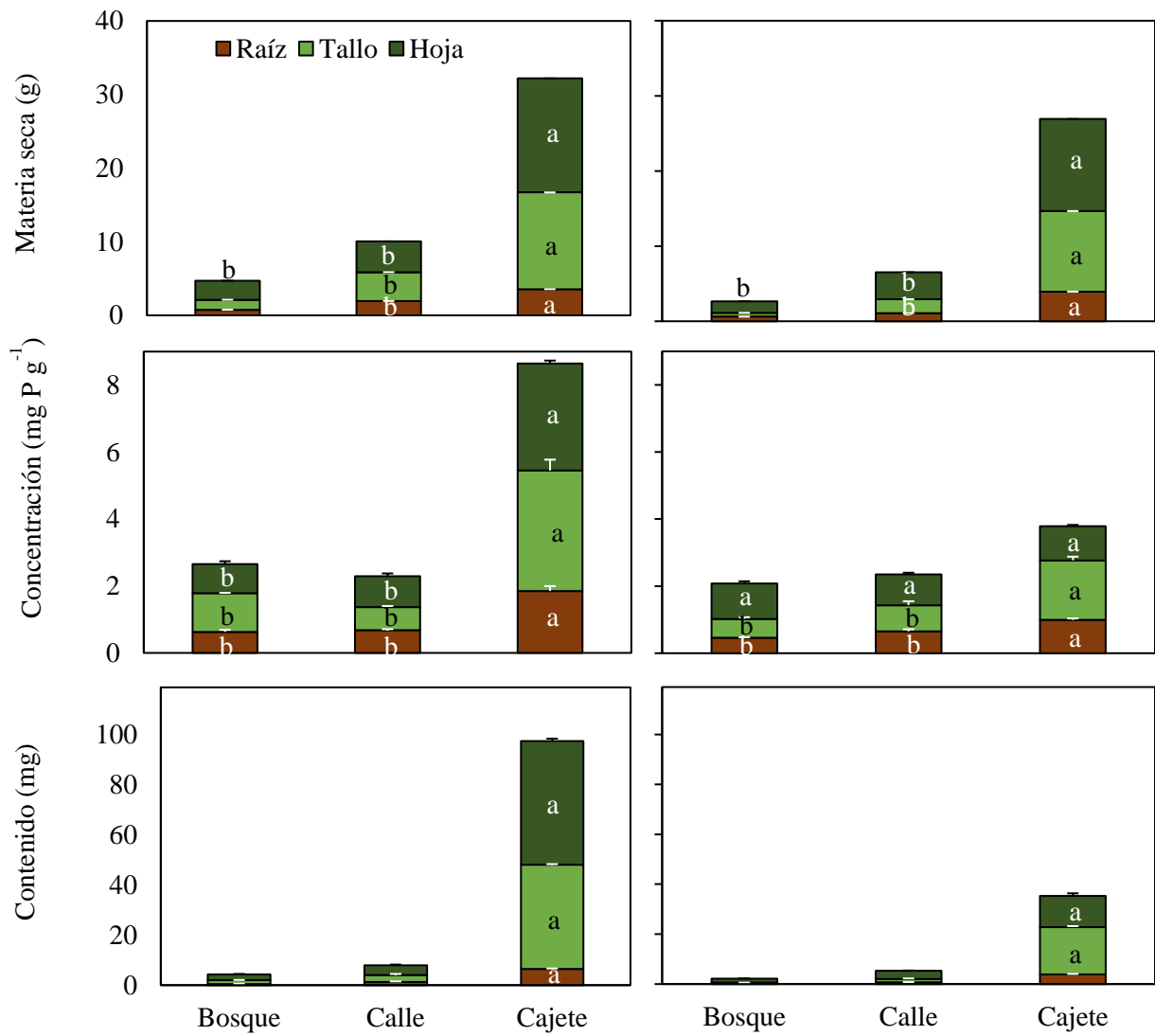


Figura 13. Materia seca, concentración de fósforo inorgánico y contenido de fósforo en raíz tallo y hoja de maíz nativo (DP x Tromba) en etapa vegetativa. Medias con letras iguales en cada órgano, son estadísticamente iguales entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de cuatro repeticiones ($n = 3$).

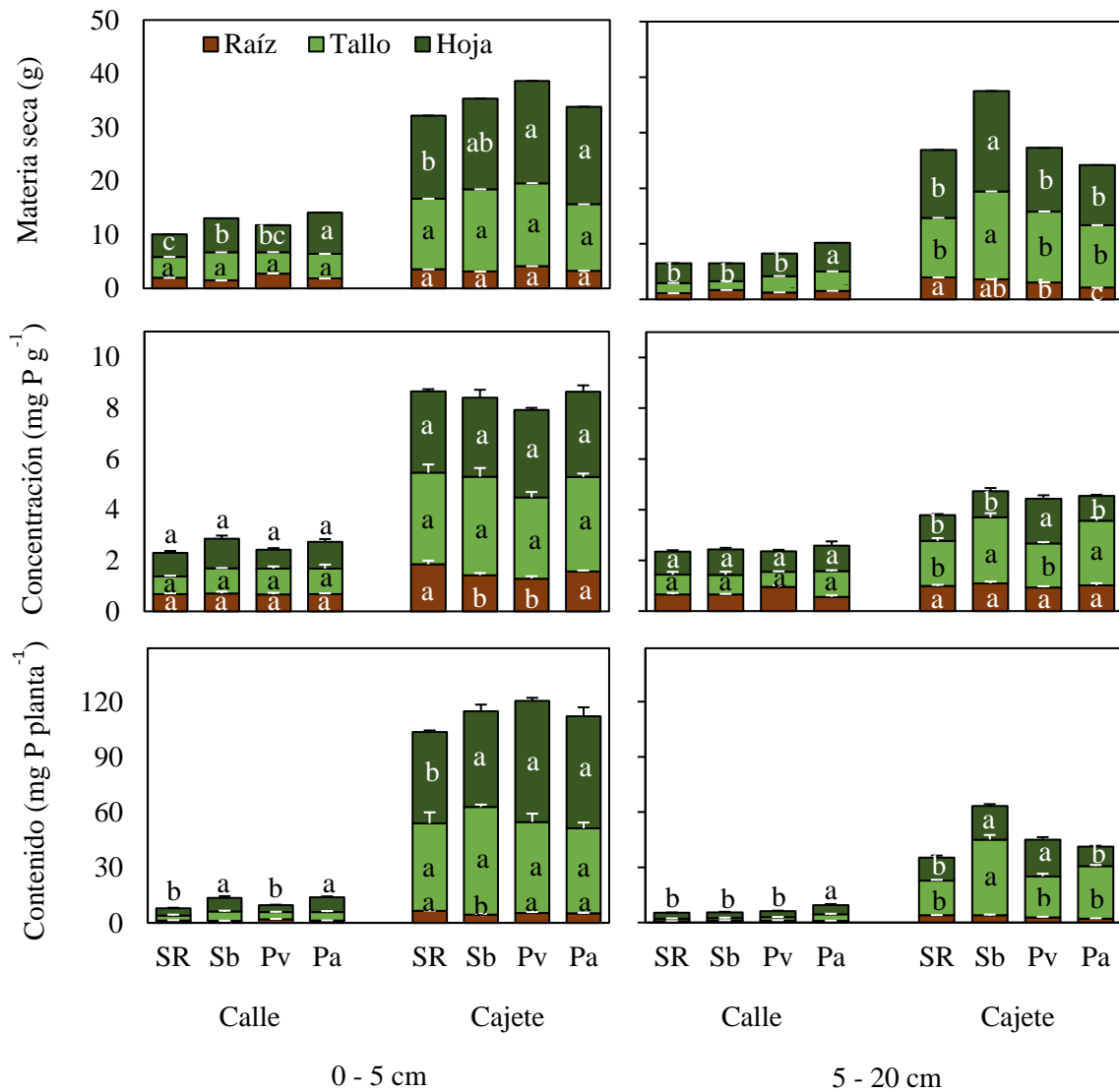


Figura 14. Materia seca, concentración de fósforo inorgánico y contenido de fósforo en raíz, tallo y hoja de maíz nativo (DP x Tromba) en etapa vegetativa con diferentes residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo en cada órgano, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

7.7.3. Eficiencia en la adquisición (EAP) y utilización fisiológica de fósforo (EUtP), índice de cosecha (IC) e índice de acumulación de fósforo (IAP)

El Cuadro 15 muestra las diferencias entre el uso del suelo, la adición de residuos vegetales y la interacción para EAP, EUtP, IC e IAP de raíz, tallo y hoja. Las plantas cultivadas en el suelo agrícola obtuvieron una mayor EAP (12 mg P g^{-1}) con respecto a las cultivadas en un suelo forestal (4.7 mg P g^{-1}). Independientemente del residuo vegetal aplicado, la mayor EAP se acentuó en el mantillo con manejo en cajete (30 mg P g^{-1}). Por el contrario, la mayor EUtP la mostraron las plantas cultivadas en el suelo con uso forestal ($1.2 \text{ g PS mg}^{-1} \text{ P}$) y agrícola con manejo en calle ($1.2 \text{ g PS mg}^{-1} \text{ P}$), con respecto al uso agrícola en cajete ($0.53 \text{ g PS mg}^{-1} \text{ P}$) (Cuadro 16).

El mayor IC se registró en la hoja (0.42 a 0.48) seguido del tallo (0.19 a 0.41) y la respuesta fue similar en calle y cajete. Sin embargo, la adición de residuos vegetales de frijol y aguacate en el suelo de calle y cajete promovió un incremento del ICT de 0.35 y 0.47, respectivamente.

Las plantas cultivadas en el suelo forestal presentaron un alto IAP en la hoja (0.74), mientras que, en el suelo con uso agrícola en cajete, el mayor IAP se obtuvo en el tallo (0.4) (Cuadro 16). El uso de residuos vegetales en el suelo agrícola en cajete incrementó en 55 % el IAPT, en comparación al de calle. Lo contrario sucedió con el IAPH, el cual aumentó en 40 %, con respecto al suelo en cajete (Figura 16).

Cuadro 15. Valor de F y nivel de significancia para la eficiencia en la adquisición (EAP) y utilización de fósforo (EUtP), índice de cosecha e índice de acumulación de fósforo en raíz, tallo y hoja de maíz nativo (DP x Tromba).

Fuentes de variación	gl [†]	EAP	EUtP	Índice de cosecha			Índice de acumulación de fósforo		
				Raíz	Tallo	Hoja	Raíz	Tallo	Hoja
Uso de suelo (US)	4	199 ***	183.77 ***	30.01 ***	39.32 ***	7.79 ***	52.06 ***	109.5 ***	57.58 ***
Residuo vegetal (RV)	3	10.02 ***	7.49 ***	6.78 **	1.2 ns	5.74 **	17.28 ***	5.62 **	0.38 ns
US*RV	9	2.49 *	2.19 *	9.7 ***	7.12 ***	4.31 ***	10.06 ***	8.99 ***	9.73 ***

[†] Grados de libertad; * P < 0.05; ** P < 0.001; *** P < 0.0001; ns = no significativo

Cuadro 16. Efecto del uso del suelo en la eficiencia en la adquisición (EAP) y utilización de fósforo (EUtP), índice de cosecha (IC) e índice de acumulación de fósforo (IAP) en raíz (R), tallo (T) y hoja (H) de maíz nativo.

Uso del suelo	EAP	EUtP	ICR	ICT	ICH	IAPR	IAPT	IAPH	
	(mg P g ⁻¹)	(g PS mg ⁻¹ P)							
	<i>0-5 cm</i>								
Bosque	5.86 b	1.10 a	0.16 ab	0.29 b	0.55 a	0.11 ab	0.37 a	0.52 a	
Calle	4.05 b	1.27 a	0.20 a	0.39 a	0.42 b	0.17 a	0.34 a	0.49 a	
Cajete	29.79 a	0.31 b	0.11 b	0.41 a	0.48 ab	0.06 b	0.46 a	0.48 a	
	<i>5-20 cm</i>								
Bosque	3.57 c	1.22 a	0.23 a	0.19 c	0.58 a	0.13 a	0.13 c	0.74 a	
Calle	4.94 b	1.21 a	0.17 b	0.28 b	0.55 a	0.13 a	0.26 b	0.61 b	
Cajete	8.97 a	0.76 b	0.15 b	0.40 a	0.45 b	0.11 a	0.54 a	0.35 c	

Las medias seguidas de diferente letra entre cada uso del suelo difieren significativamente según la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Las medias representan el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

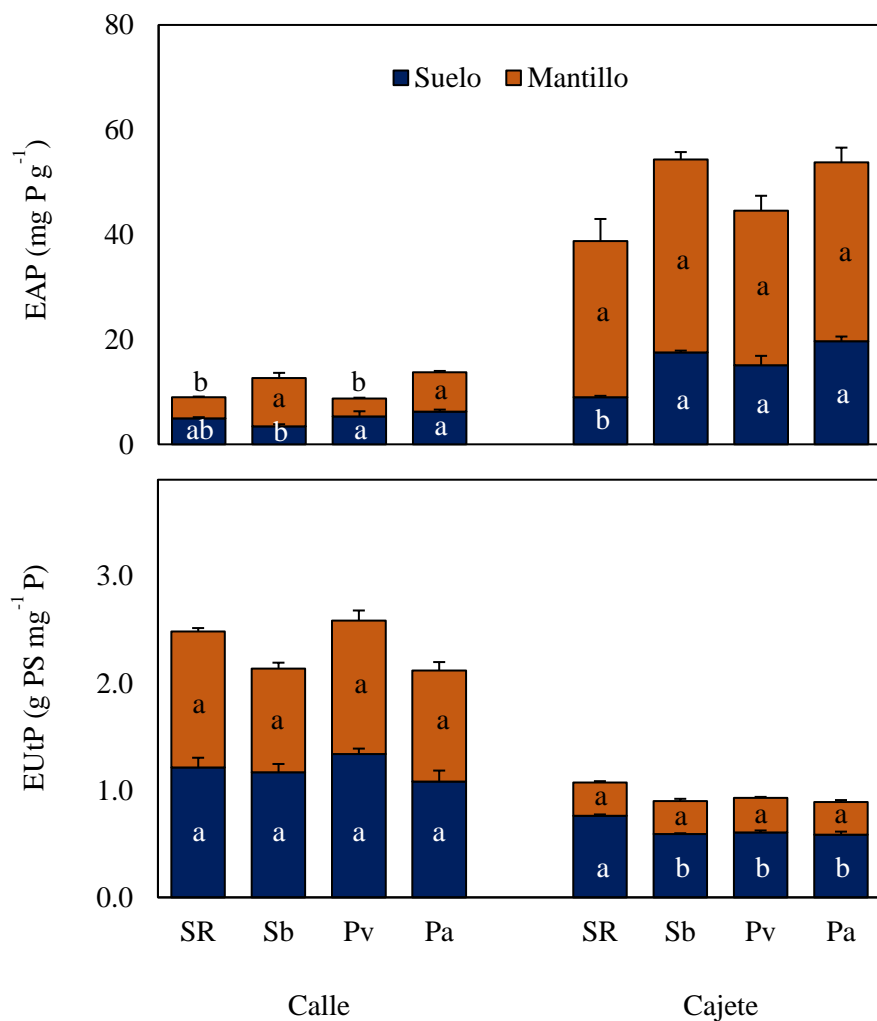


Figura 15. Eficiencia en la adquisición de fósforo y eficiencia en la utilización de fósforo en maíz nativo (DP x Tromba) en etapa vegetativa con diferentes residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo en cada órgano, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

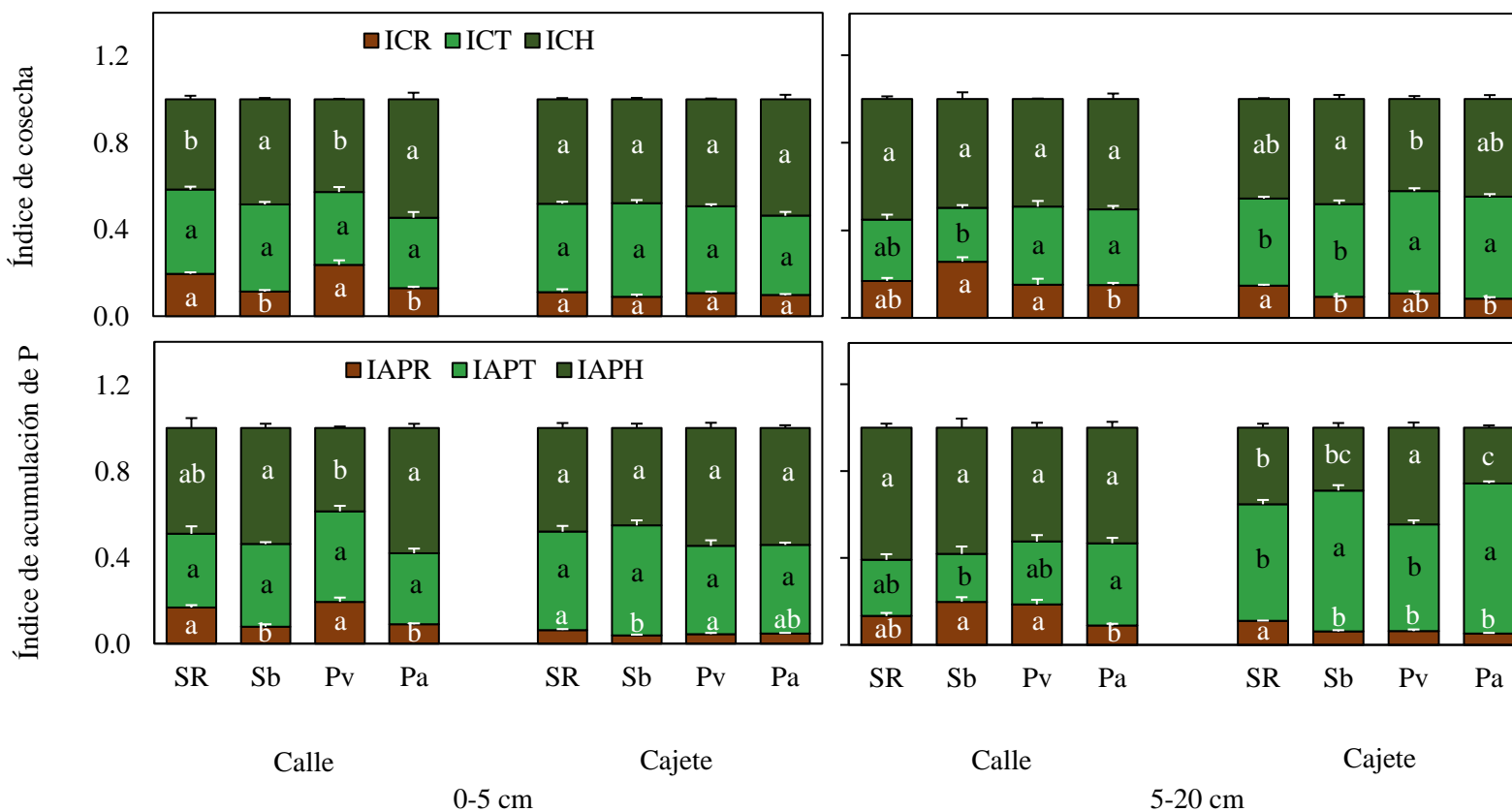


Figura 16. Índice de cosecha e índice de acumulación de fósforo en maíz nativo (DP x Tromba) en etapa vegetativa con diferentes residuos vegetales, sin residuo (SR), sorgo (Sb), frijol (Pv) y hojarasca de aguacate (Pa). Medias seguidas de diferente letra entre cada residuo en cada órgano, son estadísticamente diferentes entre sí (Tukey, 0.05). Las medias son el promedio de tres repeticiones ($n = 3$).

7.8. Correlación entre fracciones de fósforo en el suelo y la concentración de C, N, P, relación C: N y C: P del residuo vegetal

Las fracciones de fósforo (P) en el suelo y la concentración de carbono (C), nitrógeno (N), P, relación C: N y C: P en el residuo vegetal presentaron correlación significativa (Cuadro 17). El P total y Pi del residuo vegetal se correlacionó con Bic-Pi₄₅ ($r = 0.69$ y 0.53), Bic-Pi₉₀ ($r = 0.68$ y 0.53), Bic-Po₀ ($r = 0.84$ y 0.58), Bic-Po₄₅ ($r = 0.74$ y 0.57), NaOH-Pi₄₅ ($r = 0.76$ y 0.62), P total₀ ($r = 0.69$ y 0.83), P total₉₀ ($r = 0.52$ y 0.53), Pi₀ ($r = 0.70$ y 0.75), Po₉₀ ($r = 0.57$ y 0.53), Pmic₄₅ ($r = 0.58$ y 0.61) y Pmic₉₀ ($r = 0.63$ y 0.53). Por el contrario, hubo una correlación negativa con NaOH-Po₄₅ ($r = 0.76$ y 0.56). Hubo correlación positiva entre el Po del residuo vegetal y Bic-Pi₄₅ ($r = 0.56$), Bic-Pi₉₀ ($r = 0.55$), Bic-Po₀ ($r = 0.73$), Bic-Po₄₅ ($r = 0.59$), NaOH-Pi₄₅ ($r = 0.57$), Pmic₀ ($r = 0.46$) y Pmic₉₀ ($r = 0.49$) y negativamente con NaOH-Po₄₅ ($r = 0.60$) y MBC₉₀ ($r = 0.50$).

El N total se correlacionó con P total₄₅ ($r = -0.52$) y Pi₄₅ ($r = -0.63$). El C total se correlacionó con Resina₉₀ ($r = 0.53$), P total₀ ($r = 0.47$), Po₀ ($r = 0.71$), MBC₀ ($r = 0.47$), MBP₀ ($r = 0.70$) y de manera negativa con Rmic₉₀ ($r = 0.47$). La relación C: N se correlacionó con P total₄₅ ($r = 0.64$) y Pi₄₅ ($r = 0.73$).

En lo que respecta a la relación C: P, ésta se correlacionó negativamente con Bic-Pi₄₅ ($r = 0.68$), Bic-Pi₉₀ ($r = 0.67$), Bic-Po₀ ($r = 0.82$), Bic-Po₄₅ ($r = 0.73$), Bic-Po₉₀ ($r = 0.51$), NaOH-Pi₀ ($r = 0.46$), NaOH-Pi₄₅ ($r = 0.76$), NaOH-Po₀ ($r = 0.48$), P total₀ ($r = 0.63$), P total₉₀ ($r = 0.48$), Pi₀ ($r = 0.67$), Po₉₀ ($r = 0.54$), Pmic₀ ($r = 0.54$), Pmic₄₅ ($r = 0.55$), Pmic₉₀ ($r = 0.62$) y positivamente con NaOH-Po₄₅ ($r = 0.76$) (Cuadro 17).

Cuadro 17. Correlación de Pearson (r) entre formas de P en el suelo y P del residuo vegetal.

Fracciones	P total	Pi	Po	N total	C total	C:N	C:P
Resina ₀	-0.15	0.06	-0.29	0.17	0.33	-0.12	0.19
Resina ₄₅	0.45	0.34	0.35	0.04	0.33	0.06	-0.40
Resina ₉₀	0.38	0.14	0.42	0.01	0.53 *	0.11	-0.35
Bic-Pi ₀	0.00	0.08	-0.07	-0.19	-0.21	0.18	-0.01
Bic-Pi ₄₅	0.69 **	0.53 *	0.56 *	-0.26	0.16	0.37	-0.68 **
Bic-Pi ₉₀	0.68 **	0.53 *	0.55 *	-0.16	0.09	0.24	-0.67 **
Bic-Po ₀	0.84 ***	0.58 *	0.73 **	-0.29	0.26	0.42	-0.82 ***
Bic-Po ₄₅	0.74 **	0.57 *	0.59 *	-0.29	0.13	0.41	-0.73 **
Bic-Po ₉₀	0.53 *	0.41	0.39	-0.18	0.23	0.30	-0.51 *
NaOH-Pi ₀	0.47	0.52 *	0.26	-0.31	-0.19	0.30	-0.46 *
NaOH-Pi ₄₅	0.76 **	0.62 *	0.57 *	-0.26	0.08	0.34	-0.76 **
NaOH-Pi ₉₀	0.00	0.30	-0.30	0.35	0.13	-0.37	0.01
NaOH-Po ₀	0.49 *	0.34	0.39	-0.14	0.26	0.25	-0.48 *
NaOH-Po ₄₅	-0.76 **	-0.56 *	-0.60 *	0.30	-0.04	-0.36	0.76 **
NaOH-Po ₉₀	0.18	0.16	0.15	0.09	0.37	0.05	-0.13
P total ₀	0.69 **	0.83 ***	0.29	0.02	0.47 *	0.12	-0.63 *
P total ₄₅	0.44	0.25	0.44	-0.52 *	0.00	0.64 *	-0.44
P total ₉₀	0.52 *	0.53 *	0.31	0.01	0.33	0.13	-0.48 *
Pi ₀	0.70 **	0.75 **	0.39	-0.17	0.16	0.24	-0.67 **
Pi ₄₅	0.36	0.12	0.43	-0.63 *	-0.02	0.73 **	-0.36
Pi ₉₀	0.37	0.44	0.15	0.11	0.36	0.00	-0.33
Po ₀	0.27	0.48	-0.05	0.32	0.71 **	-0.15	-0.20
Po ₄₅	0.45	0.38	0.34	-0.23	0.02	0.35	-0.44
Po ₉₀	0.57 *	0.53 *	0.40	-0.08	0.25	0.22	-0.54 *
Pmic ₀	0.56 *	0.41	0.46 *	-0.14	0.29	0.28	-0.54 *
Pmic ₄₅	0.58 *	0.61 *	0.33	-0.13	0.24	0.25	-0.55 *
Pmic ₉₀	0.63 *	0.53 *	0.49 *	-0.21	0.11	0.32	-0.62 *
Rmic ₀	0.40	0.25	0.38	-0.20	0.42	0.32	-0.37
Rmic ₄₅	0.04	0.21	-0.12	0.03	0.14	-0.04	-0.02
Rmic ₉₀	-0.40	-0.19	-0.44	0.00	-0.47 *	-0.08	0.36
MBC ₀	0.43	0.26	0.40	-0.20	0.47 *	0.34	-0.39
MBC ₄₅	-0.07	0.09	-0.18	0.05	0.19	-0.05	0.09
MBC ₉₀	-0.43	-0.16	-0.50 *	0.17	-0.44	-0.28	0.39
MBP ₀	0.43	0.45	0.22	0.05	0.70 **	0.14	-0.37
MBP ₄₅	0.30	0.38	0.12	-0.14	0.18	0.22	-0.27
MBP ₉₀	0.26	0.40	0.05	0.01	-0.08	0.06	-0.25

Rmic: respiración basal microbiana; MBC: tasa de mineralización bruta de carbono; MBP: tasa de mineralización bruta de fósforo. Tiempo: 0, 45 y 90: días después de la incubación con residuo vegetal.
* Significativo a $P \leq 0.05$, ** Significativo a $P \leq 0.01$, *** Significativo a $P \leq 0.001$.

7.9. Correlación entre fracciones lábiles de fósforo y variables de crecimiento en maíz

Hubo una correlación significativa entre las fracciones de P (resina, Bic-Pi, Bic-Po y Pm), respiración basal microbiana (RB), la tasa de mineralización bruta de C (MBC) y P (MBP) y las variables de crecimiento (Cuadro 18). Sin la adición de residuos vegetales, las fracciones lábiles de Bic-Pi y Bic-Po, se correlacionaron positivamente con PsT ($r = 0.87$ y 0.78), PsH ($r = 0.90$ y 0.80), Ps-total ($r = 0.87$ y 0.77), PiR ($r = 0.99$ y 0.94), PiT ($r = 0.98$ y 0.97), PiH ($r = 0.96$ y 0.98), Pi-total ($r = 0.99$ y 0.98), CPR ($r = 0.95$ y 0.88), CPT ($r = 0.99$ y 0.95), CPH ($r = 0.99$ y 0.98), CPt ($r = 0.99$ y 0.96), EAP ($r = 0.99$ y 0.99). Con EUtP ($r = -0.97$ y -0.95) y el ICr ($r = -0.82$ y -0.72), sin embargo, fue negativa (Cuadro 18).

Con la adición de residuos vegetales el P de resina se correlacionó con PiR ($r = 0.58$), PiT ($r = 0.58$), PiH ($r = 0.67$), Pi-total ($r = 0.63$), CPR ($r = 0.62$), CPH ($r = 0.66$), CPt ($r = 0.62$) y EAP ($r = 0.56$). Similarmente, lo hizo Bic-Pi y Bic-Po en el tratamiento sin residuos. En lo que respecta al P en la biomasa microbiana (Pm), éste se correlacionó positivamente con PsR ($r = 0.64$), PsH ($r = 0.64$), Ps-total ($r = 0.60$), PiR ($r = 0.75$), PiT ($r = 0.66$), PiH ($r = 0.84$), Pit ($r = 0.78$), CPR ($r = 0.77$), CPT ($r = 0.67$), CPH ($r = 0.83$), CPt ($r = 0.78$) y EAP ($r = 0.72$). De forma negativa con EUtP ($r = -0.62$) e IAPr ($r = -0.64$) (Cuadro 19).

Hubo correlación positiva entre RB y MBC e ICt ($r = 0.67$ y 0.65), IAPt ($r = 0.64$ y 0.63) y negativa con IAPh ($r = -0.76$ y -0.78). La MBP presentó correlación positiva con el PsT ($r = 0.66$), Ps-total ($r = 0.57$), ICt ($r = 0.94$) y IAPt ($r = 0.75$) y negativa con ICr ($r = 0.68$) e IAPh ($r = 0.71$) (Cuadro 19).

Cuadro 18. Coeficiente de correlación de Pearson (r) para las diferentes formas de P y variables de crecimiento sin adición de residuos vegetales.

Fracciones	Resina	Bic-Pi	Bic-Po	Pm	Rmic	MBC	MBP
PsR	-0.59	0.73	0.60	-0.16	0.17	0.19	0.20
PsT	-0.55	0.87 *	0.78 *	-0.05	0.37	0.39	0.40
PsH	-0.54	0.90 *	0.80 *	-0.04	0.45	0.46	0.46
Ps-total	-0.56	0.87 *	0.77 *	-0.06	0.39	0.40	0.41
PiR	-0.49	0.99 ***	0.94 **	0.06	0.67	0.71	0.67
PiT	-0.32	0.98 ***	0.97 **	0.24	0.72	0.71	0.76
PiH	-0.37	0.96 **	0.98 ***	0.14	0.73	0.76	0.74
Pi-total	-0.38	0.99 ***	0.98 ***	0.17	0.73	0.75	0.75
CPR	-0.53	0.95 **	0.88 *	0.01	0.51	0.53	0.53
CPT	-0.46	0.99 ***	0.95 **	0.08	0.63	0.65	0.65
CPH	-0.44	0.99 ***	0.98 ***	0.11	0.70	0.73	0.71
CP-total	-0.46	0.99 ***	0.96 **	0.09	0.66	0.68	0.67
EAP	-0.36	0.99 ***	0.99 ***	0.18	0.75	0.77	0.77
EUtP	0.34	-0.97 **	-0.95 **	-0.18	-0.69	-0.66	-0.71
ICr	0.49	-0.82 *	-0.72 *	0.05	-0.35	-0.31	-0.37
ICt	-0.43	0.53	0.40	-0.02	0.09	0.20	0.18
ICH	-0.01	-0.15	-0.13	-0.27	0.27	0.15	0.02
IAPr	-0.16	-0.25	-0.30	-0.18	-0.58	-0.40	-0.47
IAPt	-0.12	0.64	0.57	0.32	0.47	0.46	0.56
IAPh	0.06	-0.35	-0.26	-0.25	-0.04	-0.04	-0.19

Rmic: respiración basal microbiana; MBC: tasa de mineralización bruta de carbono; MBP: tasa de mineralización bruta de fósforo. * Significativo a $P \leq 0.05$, ** Significativo a $P \leq 0.01$, *** Significativo a $P \leq 0.001$.

Cuadro 19. Coeficiente de correlación de Pearson (r) para las diferentes formas de P y variables de crecimiento con adición de residuos vegetales.

Fracciones	Resina	Bic-Pi	Bic-Po	Pm	RB	MBC	MBP
PsR	0.55	0.72 **	0.74 **	0.64 *	0.11	0.06	0.36
PsT	0.34	0.72 **	0.75 **	0.52	0.35	0.28	0.66 *
PsH	0.47	0.81 **	0.86 ***	0.64 *	0.15	0.09	0.51
Pst	0.43	0.78 **	0.82 **	0.60 *	0.24	0.17	0.57 *
PiR	0.58 *	0.86 ***	0.93 ***	0.75 **	0.03	0.01	0.46
PiT	0.58 *	0.88 ***	0.92 ***	0.66 *	0.03	-0.01	0.44
PiH	0.67 *	0.96 ***	0.97 ***	0.84 ***	-0.30	-0.32	0.19
Pit	0.63 *	0.95 ***	0.98 ***	0.78 **	-0.10	-0.13	0.36
CPR	0.62 *	0.89 ***	0.93 ***	0.77 **	0.02	-0.02	0.39
CPT	0.54	0.87 ***	0.90 ***	0.67 *	0.11	0.05	0.48
CPH	0.66 *	0.97 ***	0.99 ***	0.83 ***	-0.23	-0.26	0.24
CPt	0.62 *	0.95 ***	0.97 ***	0.78 **	-0.07	-0.11	0.37
EAP	0.56 *	0.91 ***	0.94 ***	0.72 **	-0.03	-0.06	0.44
EUtP	-0.49	-0.84 ***	-0.87 ***	-0.62 *	-0.12	-0.07	-0.54
ICr	0.06	-0.43	-0.49	-0.40	-0.25	-0.18	-0.68 *
ICt	-0.30	0.27	0.28	0.14	0.67 *	0.65 *	0.94 ***
ICH	0.21	0.25	0.29	0.28	-0.47	-0.51	-0.38
IAPr	-0.41	-0.83 ***	-0.87 ***	-0.64 *	0.18	0.23	-0.30
IAPt	-0.23	0.16	0.18	-0.10	0.64 *	0.63 *	0.75 **
IAPh	0.35	0.09	0.06	0.24	-0.76 **	-0.78 **	-0.71 *

RB: respiración basal microbiana; MBC: tasa de mineralización bruta de carbono; MBP: tasa de mineralización bruta de fósforo. * Significativo a $P \leq 0.05$, ** Significativo a $P \leq 0.01$, *** Significativo a $P \leq 0.001$.

8. DISCUSIÓN

La presente discusión se fundamentó en la caracterización de los procesos que regulan la liberación de P de los residuos vegetales y su ciclaje en el suelo, los cuales incluyen: (i) la concentración de P y calidad del residuo vegetal, (ii) la asimilación de P en la biomasa microbiana y (iii) la adsorción del P en los diferentes complejos minerales del suelo.

8.1 Concentración de fósforo en el residuo vegetal y su implicación en el ciclaje

El crecimiento temprano de la plántula depende, en gran medida, de la movilización de las reservas de fósforo (P) acumulado en la semilla (White & Veneklaas, 2012). La duración de la reserva está sujeta, a su vez, por la concentración de P y su disponibilidad en el suelo. Diversos autores señalan una similitud en la concentración de P en la semilla (de 3.5 a 7 mg P g⁻¹) y la plántula de cereales (5 a 6 mg g⁻¹) (Nadeem *et al.*, 2011) y leguminosas (Veneklaas *et al.*, 2012). Posteriormente, el crecimiento vegetativo requiere de la eficiencia de la raíz para absorber los nutrientes del suelo y/o fertilizante.

Durante la etapa vegetativa, la concentración de P total en cereales alcanza 7 mg P g⁻¹, con una variación de 2 a 5 mg g⁻¹ en avena y trigo (Ward *et al.*, 1973; Plank, 1988) y de 3 a 6 mg g⁻¹ en sorgo (Lockman, 1972). Por el contrario, en leguminosas, la concentración de P total varía de 3 a 9 mg P g⁻¹ (Sánchez, 2007). En el chícharo, la concentración es de 6 a 9 mg P g⁻¹ (Fageria, 1977) y < 4 mg P g⁻¹ en frijol y lenteja (MacKay & Leefe, 1962; Moraghan, 1984).

De acuerdo con los rangos críticos de P total para cereales y leguminosas (Marschner, 1995; Sánchez, 2007), se observó que el P total acumulado en las plantas cubrió el requerimiento para su crecimiento vegetativo temprano. Durante la etapa vegetativa (36 dds), los cereales presentaron una concentración total de 8 a 9 mg P g⁻¹, mientras que en leguminosas fue de 8 a 11 mg P g⁻¹. Sin embargo, hubo un notorio decremento de P total durante la etapa vegetativa tardía (56 dds). En cereales fue de 33 a 50 % y en leguminosas de 19 a 20 % (Figura 1).

La variación en la concentración de P en el tejido de una planta es el resultado de la interacción del genotipo y ambiente (Bayuelo-Jiménez & Ochoa-Cadavid, 2018). Específicamente, la

disponibilidad de P en el suelo es determinante para asegurar el óptimo crecimiento de la planta (Clemens *et al.*, 2016). Según el INIFAP (2005), la avena, sorgo y trigo demandan un suministro de 25 a 40 mg P kg⁻¹ para suplir sus requerimientos metabólicos durante las diversas etapas del desarrollo. En el caso de las leguminosas, el requerimiento varía de 10 a 40 mg P kg⁻¹. En la localidad de estudio, el suelo presentó una baja concentración de P en solución (1.8 a 3.4 mg kg⁻¹) (Cuadro 6) lo que limitó el crecimiento del cultivo. Un resultado similar se obtuvo en un Andisol de la Meseta Púrhépecha, Michoacán (2 a 5 mg P kg⁻¹) (Bayuelo-Jiménez *et al.*, 2019).

Además de la concentración de P en el suelo, las formas de P en la planta regulan el crecimiento del cultivo (Veneklas *et al.*, 2012). Si el suministro de P es deficiente, la concentración de P en los órganos vegetativos se acumulará mayormente en el citoplasma y cloroplasto celular en la forma de ésteres, lípidos, ácidos nucleicos y Pi (acervo metabólico) (Veneklas *et al.*, 2012; White & Ayoub, 1983). Por el contrario, sí el suministro de P en el suelo incrementa, se intensifican las formas de Pi en las vacuolas de la planta (85 a 95 %) (Bielecki & Ferguson, 1983). A la fecha, existen pocos estudios que examinen el efecto del suministro de fertilizante en las formas de P en la planta (Noack *et al.*, 2012; 2014), pero la mayoría afirma que, con una mayor nutrición fosfatada, la concentración de Pi y la proporción de éste entre los diferentes órganos aumenta. Batten & Khan (1987), señalaron que, en trigo las formas de Pi en el tejido vegetal aumentaron a mayor fertilización fosfatada (60 %), pero disminuyeron notoriamente en condiciones de deficiencia (30 a 40 %). Similarmente, Ahmed *et al.* (2020), evaluaron la concentración de P en plantas de chícharo (*Cicer arietinum* L.) cultivadas en un suelo Aridosol con diferente disponibilidad de P (9, 16 y 24 mg kg⁻¹) y confirmaron que, a mayor disponibilidad de P en el suelo, mayor será la concentración de P en el tejido vegetal (5.5, 7.6 y 8 mg g⁻¹).

A pesar de que en este estudio no incluyó el efecto de la adición de P (fertilizantes) en el suelo y la especiación de las formas de P en el tejido vegetal, sí fue posible confirmar que la deficiencia de P en el suelo redujo la concentración de P total en la planta, pero en menor proporción, el Pi entre órganos vegetativos (Figura 1). La concentración de Pi en el vástago de cereales representó de 31 a 36 % del P total acumulado en la planta, mientras que, en leguminosas fue de 29 a 31 %. Esta concentración de Pi fue menor a lo reportado en tallos (36 a 74 %) y hojas (24 a 50 %) de cereales (Fuller *et al.*, 1956; Iqbal, 2009) y leguminosas (Enwezor, 1976; Blair & Boland,

1978; White & Ayoub, 1983). Sin embargo, sí se considera la proporción de Pi distribuida a la raíz de cereales (18 a 22 %) y leguminosas (23 a 28 %), la fracción de Pi incrementó de 49 a 58 % y de 52 a 59 %, respectivamente. Se asume que la diferencia correspondió a la forma orgánica.

Es plausible que, un cultivo con mayor concentración de Pi (ortofosfato) en la raíz y vástago, contribuya con una mayor proporción de Pi soluble en la solución del suelo. Esta forma de P tiene un alto potencial para ciclarse en el suelo, estar disponible para su asimilación por la planta (raíz) y microorganismos; o bien, para adsorberse a los minerales del suelo (Noack, 2014). Por otro lado, la forma de P orgánico (Po) proveniente del residuo vegetal también contribuye al ciclaje de P, pero su liberación será más lenta y dependerá del tipo de Po presente en la planta (monoésteres, diésteres, fosfolípidos, ácidos nucleicos y fosfatos de inositol) (Noack *et al.*, 2012). Por ejemplo, en el tejido foliar de la mayoría de los cultivos, el Po se presenta en la forma de fosfolípidos (10 a 40 %) y ácidos nucleicos (5-30 %), los cuales se mineralizan fácilmente por los microorganismos, pero solo representan una pequeña proporción del acervo de Po en el suelo (Noack *et al.*, 2012). En cualquiera de los casos, es necesario identificar las diferentes formas y distribución de P presentes en los residuos vegetales para predecir estrategias que potencien su liberación y contribuyan con una mayor disponibilidad de P soluble.

La calidad de un residuo vegetal es determinante en el ciclaje de P y se estima en términos de la concentración de C, N y P (Oberson & Joner, 2005). La relación C: N y C: P de los residuos vegetales estudiados (Cuadro 3) correspondieron con otros reportes (C: N = 12 a 84 y C: P = 42 a 858) (Iqbal, 2009; Maltais-Landry & Frossard, 2015), lo que confirma que, entre mayor sea la concentración de P total, menor será la relación de C: P (White & Ayoub, 1983).

En general, los residuos con una reducida relación C: N (< 30) y C: P (< 200) y bajo contenido de lignina se descomponen más rápido y liberan más P durante el proceso (Silver & Miya, 2001). Sin embargo, el contenido de P también depende de la cantidad de C, lignina, celulosa, polifenoles, N y C: N presentes en el residuo. Por esta razón, se utilizó la relación de C: P como un indicador para estimar la tasa de liberación del P en el suelo (Baggie *et al.*, 2004).

8.2. Efecto de la adición de residuos vegetales en el P microbiano y biodisponible

La primera fase de incubación (Día 1 a 45) se caracterizó por una alta tasa respiratoria en la superficie del mantillo (0-5 cm) y, entre uso del suelo, bosque > cultivado (cajete > calle) (Figura 2). Por otro lado, la mayor tasa respiratoria se alcanzó en el suelo cultivado con residuos vegetales (frijol > sorgo > aguacate > control). El incremento de la respiración microbiana, con respecto al control, fue de 36, 28 y 26 %, respectivamente. Ésta se correlacionó positivamente con la concentración de C del residuo ($r= 0.46^*$), lo que sugiere que la descomposición inicial del residuo dependió de la concentración de C (en promedio 450 mg g^{-1}). Consecuentemente, la mineralización acumulativa de C fue mayor durante la primera fase de descomposición del residuo, particularmente en el mantillo del suelo cultivado en cajete. La mayor tasa de mineralización de C ocurrió durante los primeros 45 días en el suelo incubado con residuos de frijol (50 %) y sorgo (40 %). Raiesi (2006), reportaron resultados similares de mineralización de C en suelos incubados con residuos de alfalfa y trigo durante los primeros 40 días de incubación. La correlación positiva entre el contenido de C del residuo y la mineralización de éste ($r= 0.47^*$) confirmaron los resultados obtenidos por otros autores (Bünemann, 2003; Jensen *et al.*, 2005).

La adición de residuos vegetales tuvo un impacto significativo en la dinámica del P disponible (P_i resina) y P microbiano durante la primera fase de descomposición. La concentración de P_i disponible (P_i resina) fue menor en el suelo con residuo vegetal que en el control y se acentuó con la adición de residuos de frijol > sorgo, particularmente a los 45 ddi (Cuadro 12). La concentración de P_i en resina no se correlacionó con el P total del residuo ($r= 0.26^{ns}$) a los 45 días de incubación. Lo anterior sugiere que la liberación de P de los residuos vegetales no siempre se relaciona con el contenido de P total del tejido. Estos resultados concuerdan con el estudio de Nwoke *et al.* (2004), quienes tampoco encontraron relación entre el P total de los residuos y P_i disponible en el suelo (resina) después de 49 días de incubación.

La concentración de P microbiano incrementó en el suelo (mantillo > suelo) incubado con residuos de frijol > sorgo > aguacate y siguió la misma tendencia que la tasa respiratoria (Figura 7). La fase inicial de incremento del P microbiano se debió a la adición de C del residuo que

acrecentó el crecimiento microbiano y, consecuentemente, la absorción de P. McLaughlin *et al.* (1988) señalaron que el 25 % de ^{33}P que se detectó en la biomasa microbiana, provino del residuo adicionado al suelo, después de 7 ddi. La correlación negativa entre la relación C: P del residuo y P microbiano ($r = 0.54^*$) sugiere que los residuos con una baja relación (C: P = 39) favorecieron la absorción de P microbiano. En resumen, durante la primera fase del estudio, la concentración de P total y la relación de C: P del residuo afectaron la concentración del P microbiano. Esta concentración se correlacionó positivamente con el P total ($r = 0.58^*$) y negativamente con la relación de C: P ($r = 55^*$). Estos resultados son similares a lo reportado por Kwabiah *et al.* (2003). En dicho estudio se demostró que, para predecir la absorción de P por parte de la biomasa microbiana, es mejor utilizar el P total del residuo vegetal en lugar de la relación C: P.

La concentración de P disponible (Pi-resina) del suelo incubado con residuos disminuyó a los 45 ddi, como resultado de la absorción de P microbiano y la adición de C contenido en el residuo. Este resultado lo confirmó la correlación negativa entre Pi-resina y P microbiano ($r = 0.55^*$). En este periodo, la concentración de P microbiano fue mayor que el P resina del suelo incubado con residuos (Cuadros 8 y 12). Este resultado es similar a los hallazgos de Nziguheba *et al.* (1998), quienes señalaron que, una aplicación adicional de 2 a 3 mg P kg^{-1} al suelo incrementó la concentración de P microbiano durante los primeros 7 ddi. El incremento en el P microbiano indica que la biomasa microbiana utilizó más P del residuo o del P moderadamente lábil que se liberó del suelo, posiblemente, por la acción de carboxilasas o fosfatasas que se activan durante el proceso de descomposición (Marschner, 2007). La inmovilización temporal del P en la biomasa microbiana es una estrategia que media la disponibilidad de P en la solución del suelo (Richardson & Simpson, 2011) y mantiene protegidas temporalmente el P lábil de las reacciones en el suelo (Olander & Vitousek, 2004).

En general, la segunda fase (Día 45 a 90) se caracterizó por una menor tasa respiratoria en el mantillo (0-5 cm) y un ligero incremento respiratorio en el suelo (5-20 cm) (Figura 3). Comparado con la etapa 1, la tasa respiratoria disminuyó paulatinamente en el suelo con residuos de frijol (30 %) y sorgo (21 %), lo que sugirió una mayor mineralización de C (Figura 3). Iqbal (2009), también reportó una disminución en la tasa respiratoria del suelo con residuos

de trigo, canola y guisantes (48, 33 y 31 %, respectivamente), después de 42 a 84 días de incubación. La disminución de la tasa respiratoria puede atribuirse a un decremento de la disponibilidad de C, debida a la rápida degradación de los componentes del residuo, o bien, a un menor contenido de P en la biomasa microbiana (Iqbal, 2009). Al igual que en la primera etapa, la tasa respiratoria fue más alta en el suelo con residuos de frijol y sorgo. Sin embargo, no hubo correlación entre la respiración microbiana y el C total del residuo ($r= 0.14^{ns}$), lo que sugiere que el C restante era más recalcitrante y prolongó la descomposición de los residuos. Similarmente, Abiven *et al.* (2005) señalaron que, la mineralización de C disminuyó después de 85 días de incubación en residuos de trigo.

De particular relevancia es que durante la segunda fase (Día 90), la concentración de Pi disponible (Resina-Pi) en el suelo con residuos fue mayor que en la etapa inicial (45 d) (Figura 9). Este incremento podría atribuirse a la mineralización del Po contenido en el residuo, o bien, a la disminución de la absorción del P debido a una menor actividad microbiana. En comparación al control, el P en resina incrementó de 4 a 9 mg P kg⁻¹, pero el P microbiano fue similar al control (de 2 a 6 y de 2 a 5 mg P kg⁻¹). Posiblemente, esto se deba a un incremento de la mineralización biológica de Po; un proceso crucial en el ciclaje de P en sistemas agrícolas con reducida disponibilidad de P (Bunneman *et al.*, 2016). Dicho ciclaje está controlado por el contenido y mineralización del Po y, este último, regulado por la actividad de los microorganismos (Spohn *et al.*, 2013).

Los microorganismos mineralizan el Po de substratos orgánicos (residuos vegetales) y la materia orgánica del suelo (Achat *et al.*, 2012). Se estima que entre 50 a 75 % del P microbiano está unido a los ácidos nucleicos, 20 % a monoésteres-P y 5 % a fosfolípidos (Kruse *et al.*, 2015). El P microbiano representa así una reserva importante y potencial de P lábil; por lo menos de 2.4 a 2.6 % del P total en suelos cultivados con manejo orgánico y de 0.6 a 1.2 % del P total en suelos cultivados con manejo convencional (Oehl *et al.*, 2004; Randriamanantsoa *et al.*, 2015). Además, la adición de Pi (residuos vegetales) puede reemplazar el Po adsorbido a los óxidos de Al³⁺ y Fe³⁺ (Sanyal & Datta, 1991). El Po liberado, a su vez, se puede mineralizarse para incrementar el Pi disponible (Dalal, 1977). El aumento de la concentración de P biodisponible (resina) en suelos con residuos (de 4 a 9 mg P kg⁻¹) incubados durante 90 días contribuyó con

el crecimiento del cultivo de maíz ($r= 0.57^*$). En suelos ácidos, se requiere de 5 a 10 mg P kg⁻¹ para promover un óptimo crecimiento del maíz (Bayuelo-Jiménez & Ochoa-Cadavid, 2014).

8.3. Efecto de la adición de residuos vegetales en las formas y distribución de P en el suelo

El cambio de uso del suelo de bosque a monocultivo de aguacate afectó la concentración, proporción, distribución y disponibilidad de las formas inorgánicas y orgánicas de P (Cuadro 10 y Figura 8). El P total del suelo cultivado en cajete (518 a 674 mg kg⁻¹) y calle (432 a 544 mg kg⁻¹) fue mayor al registrado en el suelo de bosque (488 a 553 mg kg⁻¹) (Cuadro 10). Ambos contenidos fueron similares al rango reportado en Andisoles (490 - 2,488 mg kg⁻¹) (Crews, 1996; Meason *et al.*, 2009; Galván-Tejeda *et al.*, 2014, Henriquez, 2015; Velázquez *et al.*, 2016; Bayuelo-Jiménez *et al.*, 2019) y constituyen, a largo plazo, un suministro potencial de P.

Las formas lábiles de P (Resina-Pi, Bic-Pi y Bic-Po) representaron sólo una pequeña proporción del P total (2 a 13 %) (Figura 8); esto debido a la alta capacidad de sorción de los fosfatos en el suelo ácido (>85 %) (Henriquez, 2005). La proporción obtenida coincidió con los valores reportados (1 a 8 %) en otros estudios (Crews, 1996; Meason *et al.*, 2009; Galván-Tejeda *et al.*, 2014; Bayuelo-Jiménez *et al.*, 2019). Además, se modificó por la interacción entre el uso del suelo y la adición de residuos vegetales, particularmente en la superficie del suelo (0-5 cm) y, en menor grado, a mayor profundidad (20 cm) (Cuadro 11 y Figura 9).

La adición de residuos vegetales incrementó exitosamente las formas lábiles de P (de 5 a 29 %) con respecto al control. El mayor incremento se presentó en la superficie del suelo en calle (23 %) y, en menor proporción en el suelo de cajete (11 %). El efecto de los residuos vegetales ocurrió primordialmente en las fracciones inorgánicas (Bic-Pi) (Cuadro 12). En el suelo sin residuo no hubo influencia notoria en esta fracción. Por el contrario, la adición de residuos de frijol y sorgo influyeron positivamente en el Pi lábil, particularmente en la capa arable del suelo. Dicho incremento podría atribuirse a la excreción de ácidos orgánicos y liberación de protones que transforman acervos moderadamente lábiles en formas lábiles de P (Watt & Evans, 1999; Bayon *et al.*, 2006). Los hallazgos del presente estudio son similares a los reportados por Maltais-Laudry & Frossard, (2015) y Soltangheisi *et al.* (2018).

Cabe resaltar que, la adición de residuos promueve la acumulación de formas lábiles en el mantillo (0-5 cm), pero la incubación con residuos de sorgo también acrecentó la forma lábil de Pi (38 %) a 20 cm de profundidad. Este resultado podría atribuirse a una reducción en el pH de la rizósfera debido a un aumento de la actividad de enzimas y/o fosfatasas que promueven la mineralización de Po y, consecuentemente, la disponibilidad de Pi en solución (Kunze *et al.*, 2011). En este estudio no se evaluó la actividad de dichos compuestos, pero se pudo confirmar que, el incremento de Pi lábil se debió a una reducción de la fracción orgánica (Bic-Po) (40 %) (Cuadro 12).

Similarmente, la adición de residuos vegetales favoreció la fracción de P orgánico lábil (Bic-Po) (Cuadro 12). La mayor contribución (de 45 a 72 %) se obtuvo en la superficie del suelo cultivado en cajete, mientras que, en el suelo de calle la contribución fue menor (de 18 a 69 %) (Figura 10). Diversos estudios señalan la importancia del Po lábil (Bic-Po) como una fuente de P de inmediata disponibilidad para las plantas o la biomasa microbiana (Richardson *et al.*, 2005). Al igual que McDowell *et al.* (2008), las correlaciones positivas entre el P microbiano y Bic-Po ($r = 0.75^{**}$ a $r = 0.83^{**}$) y Bic-Pi y Resina-Pi Po ($r = 0.79^{**}$ a $r = 0.89^{**}$) confirmaron este hallazgo. En cualquier caso, es necesario romper los enlaces de sorción de fosfato mediante la exudación de ácidos orgánicos y liberación de protones (Hisinger, 2001). En este estudio, los residuos de frijol y sorgo fueron responsables del incremento de Bic-Po (40 y 77 %, respectivamente). Hallama *et al.* (2019) señalaron que, con la adición de residuos vegetales, particularmente de la familia Fabaceae, es posible incrementar la actividad de fosfatasa extracelulares y favorecer el incremento de formas inorgánicas y orgánicas de P. Lo mismo sucede con la síntesis de ácidos orgánicos provenientes de la microbiota del suelo (Stewart & Tiessen, 1987), que promueven el proceso de mineralización del Po y su transformación en la forma disponible (Pi- resina).

Las formas moderadamente lábiles de P representaron del 16 a 36 % del P total. Esta proporción fue similar (27 %) a la reportada por Bayuelo-Jiménez *et al.* (2019) y Tinoco-Varela y Bayuelo-Jiménez (2021) (27 a 40 %). Además, se modificó por la interacción entre el uso del suelo, la adición de residuos vegetales y la profundidad. La mayor proporción de P inorgánico moderadamente lábil (NaOH_{0.1}-Pi) se registró en la superficie del suelo con la adición de

residuos de sorgo (40 %) y frijol (40 %) y disminuyó en el perfil del suelo (Cuadro 12). Esta fracción es especialmente reactiva y constituye una fuente disponible de P en suelos tropicales que los microorganismos o las raíces pueden reemplazar por acervos lábiles (Conde *et al.*, 2003). En suelos ácidos, el P extraído con 0.1 M de NaOH se asocia con compuestos húmicos mayormente adsorbidos a los óxidos de Al^{3+} y Fe^{3+} y, aunque su proceso de transformación es largo, también constituye una fuente potencial de P lábil (Hedley *et al.*, 1982; Dahlgreen *et al.*, 2004; Tiessen *et al.*, 1984). En general, el incremento de esta fracción (NaOH-Pi) se asocia linealmente con la actividad del Al^{3+} intercambiable y Fe^{3+} (Alcalá *et al.*, 2009). Similarmente, podría atribuirse al P proveniente del residuo vegetal que, una vez mineralizado, se adsorbe temporalmente a los complejos de óxidos de Fe^{3+} y Al^{3+} y acrecienta su contenido en el suelo. De acuerdo con Esberg *et al.* (2019), el NaOH-Pi es una fracción que, en corto tiempo (días a semanas) puede estar biodisponible y, contrario a lo que otros estudios revelan, es de alta labilidad. Sus resultados sugieren que, la respiración microbiana está sujeta a la adición de C + P o C + P + N y no la capacidad de sorción del P con Al^{3+} y Fe^{3+} . La tasa respiratoria está limitada a la disponibilidad de P en el suelo y, por ende, al eficiente uso de C y N en el perfil del mismo. En la superficie del suelo, la disponibilidad de P es mayor y, por tanto, la respiración microbiana incrementa. Lo contrario sucede a mayor profundidad en el suelo. Los resultados de este estudio son consistentes con este hallazgo y podrían explicar la relación positiva entre la respiración microbiana y el P inorgánico (NaOH-Pi) ($r= 0.65^*$). Al parecer, la reducción de Pi en el perfil del suelo se relaciona con una aparente disminución de P disponible para la biomasa microbiana.

La adición de residuos vegetales también favoreció la acumulación y distribución de P orgánico moderadamente lábil (NaOH-Po) en la superficie del suelo cultivado en cajete (Figura 10), pero no afectó su acumulación a mayor profundidad. Es plausible que, un mayor contenido de Po en el suelo cultivado se relacione con el contenido de materia orgánica (Velázquez *et al.*, 2016; Maranhuit *et al.*, 2017). Así que, la adición de residuos en la superficie arable del suelo podría aumentar el contenido de materia orgánica (Bravo-Espinoza *et al.*, 2014; Maharjan *et al.*, 2018), disminuir los sitios de sorción de P (Fe^{3+} y Al^{3+}) e incrementar el P microbiano y las fracciones lábiles de P en el sistema (Meason *et al.*, 2009; Maranhuit *et al.*, 2017; Bayuelo-Jiménez *et al.*, 2019). Esto es particularmente relevante en suelos agrícolas, cuyo contenido de materia orgánica

es menor (0.4 a 6.7 %) (Crews, 1996; Alcalá *et al.*, 2009) al registrado en suelos ácidos con uso forestal (2.1 a 25 %) (Galván-Tejeda *et al.*, 2014).

La correlación positiva entre la materia orgánica y $\text{NaOH}_{0.1}\text{-Po}$ ($r = 0.54^*$) del suelo de bosque explicó el incremento del P inorgánico lábil (Resina-Pi). Sin embargo, cuando el contenido de materia orgánica disminuyó en el suelo cultivado (calle), también lo hizo dicha fracción. La disminución de las fracciones de $\text{NaOH}_{0.1}\text{-Po}$ del suelo cultivado también se correlacionó con la concentración de Al^{3+} ($r = -0.52^*$). En suelos ácidos, el incremento de óxidos de Al^{3+} estabiliza la materia orgánica (formación de complejos orgánicos menos disponibles para los microorganismos) y, consecuentemente, altera la mineralización del Po (Achat *et al.*, 2012; Takahashi & Dahlgreen, 2016).

El P inorgánico residual (acervo de reducida labilidad) representó de 33 a 47 % del P total, lo que refleja la menor disponibilidad de P y el aumento de formas recalcitrantes y de difícil transformación (Hedley *et al.*, 1982). Este acervo se mantuvo inalterable con la adición de residuos vegetales, excepto en la superficie del suelo cultivado en cajete. Es posible que, en este caso, la historia de adición continua de fertilizantes fosfatados ($\sim 95 \text{ kg P ha}^{-1}$; aplicado como fosfato di-amónico) intensificó la adsorción y acumulación de fracciones inorgánicas de Bic-Pi (5 %), NaOH-Pi (19 %) y Pi-residual (47 %) a la matriz del suelo (cajete), pero no proveyó de una adecuada disponibilidad de P inorgánico en solución ($< 6 \text{ mg P kg}^{-1}$ equivalente al 1 % del P total). Este acervo se relacionó negativamente con el contenido de Fe^{3+} ($r = -0.48^*$), lo que demuestra que, su alta sorción de P se debe a la presencia de óxidos amorfos de Fe^{3+} (ferrihidrita) (Galván-Tejeda *et al.*, 2014; Takahashi & Dahlgreen, 2016).

Es importante puntualizar que la adición de residuos vegetales no promovió un incremento significativo en el Pi biodisponible (Resina-Pi) ($1.7 \text{ a } 2.5 \text{ mg kg}^{-1}$) (Cuadro 12). Sin embargo, las formas lábiles de Bic-Pi y Bic-Po fueron superiores ($3 \text{ a } 37 \text{ mg kg}^{-1}$) a las del suelo sin residuo ($4 \text{ a } 21 \text{ mg kg}^{-1}$) y una fuente potencial de P para el crecimiento de maíz, particularmente en el suelo de cajete (Figura 10). La alta eficiencia en la adquisición de P en maíz (DP x Tromba) (EAP, 30 mg P g^{-1}) sólo confirmó la notoriedad de las variedades nativas de la Meseta Purhépecha, Michoacán para reciclar P de formas lábiles y moderadamente lábiles del suelo,

particularmente de la capa arable (Bayuelo-Jiménez & Ochoa-Cadavid, 2018). La correlación positiva entre el peso seco total, concentración de Pi de la planta, EAP y las formas lábiles de P (Resina-Pi, Bic-Pi y Bic-Po) confirmaron este hallazgo (Cuadro 19).

En este estudio no se cuantificó la cantidad de P transferido del residuo vegetal al crecimiento de maíz, pero diversos autores señalan que, mediante técnicas isotópicas, es posible cuantificar dicha contribución. Por ejemplo, Espinosa *et al.* (2017) estimaron una contribución de 6 al 15 % del P total del residuo al cultivo de trigo. Noack *et al.* (2014) confirmaron que, entre 9 a 44 % del P contenido en trigo derivó del residuo vegetal.

9. CONCLUSIONES

Los residuos vegetales tuvieron un papel importante en el ciclaje de P y constituyeron un componente crítico para el suministro de P lábil (Bic-Pi, Bic-Po) potencialmente disponible, para las plantas y los microorganismos del suelo ácido. Otras formas de P de menor labilidad (NaOH-Pi y NaOH-Po) fueron inmovilizadas por los microorganismos del suelo y adsorbidas temporalmente a complejos minerales (los óxidos de Al^{3+} y Fe^{3+}), pero al ser altamente reactivas a la actividad microbiana son una fuente potencial de P lábil.

El contenido total de P del residuo y la relación C: P afectaron la tasa de mineralización de P al igual que la eficiencia en su adquisición. La mineralización del residuo fue mayor en tejido joven (sorgo y frijol) y disminuyó en tejido senescente (hojarasca de aguacate). La mineralización, además, ocurrió mayormente en la superficie del suelo y decreció en profundidad.

La actividad microbiana (respiración) y la absorción de nutrientes microbianos reguló el ciclaje de P en el suelo. La adición de residuos vegetales con una baja relación C: P promovió mayor actividad microbiana (respiración) y estimuló la absorción de P microbiano al inicio de la incubación del suelo. Los residuos (sorgo y frijol) con alta concentración de P total (1.1 %) y baja relación C: P (45:1) se degradaron más rápido y liberaron más P que los residuos con menos P (0.2 %) y alta relación C: P (225:1) (hojarasca de aguacate) debido a que se cubrió la demanda de P de la biomasa microbiana y, por tanto, la mineralización de P excedió a la inmovilización.

El cambio de uso del suelo de bosque a monocultivo de aguacate y la adición de residuos vegetales afectó la concentración, proporción, distribución y disponibilidad de las formas inorgánicas y orgánicas de P. La adición de residuos vegetales no aumentó el Pi disponible (Resina-Pi) en la solución del suelo, pero sí fueron efectivos en aumentar las formas lábiles de P (Bic-Pi y Bic-Po) y la eficiencia en la absorción de P de las plantas de maíz, mayormente en el mantillo del suelo. El Po lábil (Bic-Po) constituyó una fuente importante de P altamente mineralizable y disponible para el maíz y la biomasa microbiana.

El alto contenido de P extraído en la forma estable ($NaOH_{0.1}$ -Pi) (mantillo > suelo) sugiere que esta fracción, retenida fuertemente con óxidos de Al^{3+} y Fe^{3+} , es una fuente potencial de P

disponible en Andisoles. La correlación entre esta fracción y el P microbiano sugiere que los microorganismos y las raíces de las plantas de maíz accedieron a esta fracción y el P estuvo disponible en un período relativamente corto. La alta eficiencia en la adquisición de P en maíz (DP x Tromba) (EAP, 30 mg P g⁻¹) confirmó la notoriedad de las variedades nativas de la Meseta Purhépecha, Michoacán para reciclar P de formas lábiles y moderadamente lábiles del suelo, particularmente de la capa arable.

Este estudio resalta el potencial de los residuos vegetales para incrementar los acervos lábiles y moderadamente lábiles de P en suelos con una baja disponibilidad del recurso mineral. Lo anterior es especialmente relevante en suelos ácidos con uso agrícola que requieren de estrategias que minimicen el uso de fertilizante sintético y maximicen el beneficio del ciclaje de P sin menguar su reserva en el suelo.

10. LITERATURA CITADA

- Abiven, S., Recous, S., Reyes, V. & Oliver, R. (2005). Mineralisation of C and N from root, stem and leaf residues in soil and role of their biochemical quality. *Biology and Fertility of Soils* 42, 119- 128.
- Ahmed, W., Qaswar, M. & Jing, H. (2020). Tillage practices improve rice yield and soil phosphorus fractions in two typical paddy soils. *J Soils Sediments* 20, 850–861.
- Alvarez, R. (2005). A review of nitrogen fertilizer and conservation tillage effects on soil organic carbon storage. *Soil Use Management*, 21, 38-52.
- Achat, D.L., Bakker, M.R. & Morel, C. (2009). Process-based assessment of phosphorus availability in a low phosphorus sorbing forest soil using isotopic dilution methods. *Soil Science Society of America Journal*, 73, 2131-2142.
- Achat, D.L., Bakker, M.R., Zeller, B., Pellerin, S., Bienaime, S. & Morel, C. (2010). Long term organic phosphorus mineralization in Spodosols under forests and its relation to carbon and nitrogen mineralization. *Soil Biology and Biochemistry*, 42, 1479-1490.
- Achat, D.L., Bakker, M.R., Augusto, L. & Morel, C. (2012). Contributions of microbial and physical-chemical processes to phosphorus availability in Podzols and Arenosols under a temperate forest. *Geoderma*, 211, 18-27.
- Alcalá, M., Moreno, H. & Gutiérrez, M. C. (2009). Mineralogía y retención de fosfatos en Andisoles. *Terra Latinoamericana*, 27, 275-286.
- Alcántar-González, G.; Trejo-Téllez, L. I. & Gómez-Merino, F. C. (2016). *Nutrición de cultivos*. 2a. (Ed.). Biblioteca Básica de Agricultura, México, DF.
- Azcón-Bieto, J. & Talón, M. (2000). *Fundamentos de fisiología vegetal*. 2da. Edición. Mc Graw Hill, Madrid, España.
- Baggie, I., Rowell, D. L., Robinson, J. S. & Warren, G. P. (2004). Decomposition and phosphorus release from organic residues as affected by residue quality and added inorganic phosphorus. *Agroforestry Systems* 63, 125-131.
- Bah A., Zaharah A., & Hussin, A. (2006). Phosphorus Uptake from Green Manures and Phosphate Fertilizers Applied in an Acid Tropical Soil. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 37, 2077-2093.
- Baldock, J., (2009). Building soil carbon for productivity and implications for carbon accounting. In: Proceedings (Eds.), Agribusiness Crop Updates, (pp. 1-6).

- Bakhshandeh, E., Hossieni, M., Zeraatpisheh, M., & Francaviglia, R. (2019). Land use change effects on soil quality and biological fertility: A case study in northern Iran. *European Journal of Soil Biology*, 95, 1-10.
- Barrow, N. J. (1960). Stimulated decomposition of soil organic matter during the decomposition of added organic materials. *Australian Journal of Agricultural Research* 11, 331-338.
- Batey, T. (2009). Soil compaction and soil management: A review. *Soil use and management*, 25, 335-345.
- Batten, G. D. & Khan, M. A. (1987). Uptake and utilization of phosphorus and nitrogen by bread wheats grown under natural rainfall. *Australian Journal of Experimental Agriculture* 27, 405-410.
- Batten, G.D. (1992). A review of phosphorus efficiency in wheat. *Plant and Soil* 146, 163-168.
- Bautista-Cruz, A., Barra, J. E., del Castillo, R. F., & Gutiérrez, C. (2004). La calidad del suelo y sus indicadores. *Ecosistemas*, 13, 90-97.
- Bayon, R. C. L., Weisskopf, L., Martinoia, E., Jansa, J., Frossard, E., Keller, F. & Gobat, J.M. (2006). Soil phosphorus uptake by continuously cropped *Lupinus albus*: a new microcosm design. *Plant Soil* 283 (1), 309–321.
- Bayuelo-Jiménez, J. S. & Ochoa-Cadavid, I. (2014) Phosphorus acquisition and internal utilization efficiency among maize landraces from the central Mexican highlands. *Field Crops Research*, 156, 123-134.
- Bayuelo-Jiménez, J. S. & Ochoa-Cadavid, I. (2018). Interacción genotipo × ambiente para eficiencia en el uso de fósforo en maíz nativo de la meseta P^urhépecha. *Revista Fitotecnia Mexicana* 41, 39-47.
- Bayuelo-Jiménez, J. S., Muraoka, T., de la Cruz-Torres, E., Quintero-Ponce, E., Paredes-Gutiérrez, L.C, & Zaman, M. (2019). Phosphorus fractions and dynamics as affected by land-use changes in the Central Mexican highlands. *Soil Use and Management* 36, 240–249.
- Bender S, & Van der Heijden, M. (2015). Soil biota enhance agricultural sustainability by improving crop yield, nutrient uptake and reducing nitrogen leaching losses. *Journal of Applied Ecology*, 52, 228–239.
- Bessou, C. (2018). Review of the impacts on soils of land-use changes induced by non-food biomass production. In: Réchauchère, O., Bispo, A., Gabrielle, B. & Makowski, D. (Eds.), *Sustainable Agriculture Reviews 30: Environmental Impact of Land Use Change in Agricultural Systems* (pp. 79-125). Cham, Switzerland: Springer.

- Bieleski, R. L. (1968). Effect of phosphorus deficiency on levels of phosphorus compounds in Spirodela. *Plant Physiology* 43, 1309-1316.
- Bieleski, R. L. & Ferguson, I. B. (1983). *Physiology and metabolism of phosphate and its compounds* (pp 422–449). Berlin, Springer-Verlag.
- Blair, G. J. & Boland, O. W. (1987). The release of phosphorus from plant material added to soil. *Australian Journal of Soil Research* 16, 101-111.
- Bolo, P., Kihara, J., Mucheru-Muna, M., Njeru, E. M., Kinyua, M., & Sommer, R. (2021). Application of residue, inorganic fertilizer and lime affect phosphorus solubilizing microorganisms and microbial biomass under different tillage and cropping systems in a Ferralsol. *Geoderma* 390,114962.
- Bommarco, R., Kleijn, D., & Potts, S. G. (2013). Ecological intensification: harnessing ecosystem services for food security. *Trends in Ecology & Evolution*, 28, 230–238.
- Bravo-Espinoza, M., Mendoza, M. E., Carlón, T., Medina, L., Sáenz-Reyes, J. T. & Páez, R. C. (2012). Effects of converting forests to avocado orchards on topsoil properties in the Trans-Mexican volcanic system, Mexico. *Land Degradation and Development*, 25, 452-467.
- Bray, R. H. & Kurtz, L. T. (1945). Determination of total, organic and available forms of phosphorus in soil. *Soil Science*, 59(1), 39-45.
- Bucher, M. (2007). Functional biology of plant phosphate uptake at root and mycorrhiza interfaces. *New Phytologist* 173, 11-26.
- Bünemann, E. K. (2003). Phosphorus Dynamics in a Ferralsol Under Maize Fallow Rotations: The Role of Microbial Biomass. PhD thesis, Swiss Federal Institute of Technology Zurich.
- Bünemann, E., Bossio, D.A., Smithson, P.C., Frossard, E. & Oberson, A. (2004). Microbial community composition and substrate use in a highly weathered soil as affected by crop rotation and P fertilization. *Soil Biology & Biochemistry* 36, 889-901.
- Bünemann, E. K., Steinebrunner, F., Smithson, P. C., Frossard, E. & Oberson, A. (2004). Phosphorus dynamics in a highly weathered soil as revealed by isotopic labeling techniques. *Soil Science Society of America Journal*, 68, 1645-1655.
- Bünemann, E.K., Marschner, P., McNeill, A.M., McLaughlin, M.J. (2007). Measuring rates of gross and net mineralisation of organic phosphorus in soils. *Soil Biology & Biochemistry* 39, 900-913.
- Bünemann, E. K., Oberson, A., Liebisch, F., Keller, F., Annaheim, K. E., Huguenin-Elie & O., Frossard, E. (2012). Rapid microbial phosphorus immobilization dominates gross phosphorus

- fluxes in a grassland soil with low inorganic phosphorus availability. *Soil Biol. Biochem.* 51, 84–95.
- Bünemann, E. (2015). Assessment of gross and net mineralization rates of soil organic phosphorus - A review. *Soil Biology and Biochemistry*, 89, 82-98.
- Bünemann, E.K., Augstburger, S. & Frossard, E. (2016). Dominance of either physicochemical or biological phosphorus cycling processes in temperate forest soils of contrasting phosphate availability. *Soil Biology and Biochemistry*, 101, 85–95.
- Busari, M. A., Singh-Kukul, S., Kaur, A., Bhatt, R. & Dulazi, A. A. (2015). Conservation tillage impacts on soil, crop and the environment. *International Soil and Water Conservation Research* 3, 119-129.
- Butterly, C.R., Marschner, P., McNeill, A.M. & Baldock, J.A. (2010). Rewetting CO₂ pulses in Australian agricultural soils and the influence of soil properties. *Biology and Fertility of Soils* 46, 739-753.
- Celi, L. & Barberis, E. (2005). Abiotic Stabilization of Organic phosphorus in the environment. In: Turner, B.L., Frossard, E., Baldwin, D. (Eds.), *Organic Phosphorus in the Environment*. CABI, Wallingford, Oxon, UK, pp. 113-132.
- Chakravarty, S., Ghosh, S. K., Suresh, C. P., Dey, A. N. & Shukla, G. (2012). Deforestation: causes, effects, and control strategies. In Okia, C. A. (Ed.), *Global perspectives on sustainable forest management* (pp. 3-28). Rijeka, Croatia: Intech.
- Chang, S. C. & Jackson, M. L. (1956). Fractionation of soil phosphorus. *Soil Science*, 84, 133- 144.
- Chen, X. D., Dunfield, K. E., Fraser, C. T. D., Wakelin, S. A., Richardson, A. E. & Condon, L. M. (2020). Soil biodiversity and biogeochemical function in managed ecosystems. *Soil Research*, 58, 1-20.
- Clemens, C., van de Wiel, M., van der Linden, C. G. & Scholten, O. E. (2016). Improving phosphorus use efficiency in agriculture: opportunities for breeding. *Euphytica* 207, 1–22.
- Condon, L.M., Turner, B.L., & Cade-Menun, B.J., (2005). Chemistry and dynamics of soil organic phosphorus. In: Sims, J.T., Sharpley, A.N. (Eds.), *Phosphorus: Agriculture and the Environment*. (pp. 87-122). Madison, WI: American Society of Agronomy, Crop Science Society of America and Soil Science Society of America.
- Condon, L. M. & Newman, S. (2011). Revisiting the fundamentals of phosphorus fractionation of sediments and soils. *J. Soil Sediment* 11, 830–840.

- Cong, P.T. & Merckx, R. (2005). Improving phosphorus availability in two upland soils of Vietnam using *Tithonia diversifolia* H. *Plant and Soil* 269, 11-23.
- Conte, E., Anghinoni, I., Rheinheimer, D.D.S., 2003. Frações de fósforo acumuladas em Latossolo argiloso pela aplicação de fosfato no sistema plantio direto. *Revista Brasileira de Ciência do Solo* 27, 893–900.
- Corsi, S., Friedrich, T., Kassam, A., Pisante, M., & Sà, J. D. M. (2012). *Soil organic carbon accumulation and greenhouse gas emission reductions from conservation agriculture: a literature review*. (pp. 5-8). Rome, Italy: FAO.
- Crews, T. E. (1996). The supply of phosphorus from native, inorganic phosphorus pools in continuously cultivated Mexican agroecosystems. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 57, 197-208.
- Cross, A. F. & Schlesinger, W. H. (1995). A literature review and evaluation of the Hedley fractionation: applications to the biogeochemical cycle of soil phosphorus in natural ecosystems. *Geoderma*, 64, 197-214.
- Cu, S. T., Hutson, J. & Schuller, K. A. (2005). Mixed culture of wheat (*Triticum aestivum* L.) with white lupin (*Lupinus albus* L.) improves the growth and phosphorus nutrition of the wheat. *Plant and Soil* 272, 143–151.
- Dahlgren, R. A. & Ugolini, F. C. (1989). Formation and stability of imogolite in a tephritic Spodosol, Cascade Range, Washington, USA. *Geochim. Cosmochim. Acta.* 53, 1897–1904.
- Dahlgren, R. A., Saigusa, M. & Ugolini, F. C. (2004). The nature, properties and management of volcanic soils. *Advances in Agronomy*, 82, 113-182.
- Dalal, R. C. (1977). Soil organic phosphorus. *Advanced Agronomy* 29, 83-117.
- Damon, P. M., Bowden, B., Rose, T. & Rengel, Z. (2014). Crop residue contributions to phosphorus pools in agricultural soils: A review. *Soil Biology & Biochemistry*, 74, 127-137.
- Daroub, S.H., Pierce, F.J. & Ellis, B.G. (2000). Phosphorus fractions and fate of phosphorus⁻³³ in soils under plowing and no-tillage. *Soil Science Society of America Journal* 64, 170-176.
- Delgado, J. A., Barrera-Mosquera, V. H., Alwang, J. R., Villacis-Aveiga, A., Cartagena-Ayala, Y. E., Neer, D., Monar, C. & Escudero-López, L. O. (2020). Chapter Five: Potential use of cover crops for soil and water conservation, nutrient management, and climate change adaptation across the tropics. *Advances in Agronomy* 165, 175-247.

- Deubel, A., Hofmann, B. & Orzessek, D. (2011). Long-term effects of tillage on stratification and plant availability of phosphate and potassium in a loess chernozem. *Soil & Tillage Research* 117, 85-92.
- Dick, W. A. & Tabatabai, M. A. (1977). Determination of orthophosphate in aqueous solutions containing labile organic and inorganic phosphorus compounds. *Journal of Environmental Quality*, 6, 82-85.
- Doneda, A., Aita, C., Giacomini, S. J., Miola, E. C. C., Giacomini, D. A. & Schirmann, J. (2012). Fitomassa e decomposição de resíduos de plantas de cobertura puras e consorciadas. *Rev. Bras. Cienc. Solo*. 36, 1714–1723.
- Doran, J. W., & Zeiss, M. R. (2000). Soil health and sustainability: managing the biotic component of soil quality. *Applied Soil Ecology*, 15, 3-11.
- Duche-García, T. T. A. (2020). Diversidad edáfica y relaciones productivas de la milpa intercalada con árboles frutales en la region de Huejontzingo, Puebla. Tesis de Doctorado. Colegio de Postgraduados, Puebla.
- Dumanski, J., & Peiretti, R. (2013). Modern concepts of soil conservation. *International Soil and Water Conservation Research*, 1, 19-23.
- Enwezor, W. O. (1976). Mineralization of nitrogen and phosphorus in organic materials of varying C-N and C-P ratios. *Plant Soil* 44, 237-240.
- Esberg, C., du Toit, B., Olsson, R., Ilstedt, U. & Giesler, R. (2010). Microbial responses to P addition in six South African forest soils. *Plant Soil* 329, 209–225.
- Espinosa, D., Sale, P. & Tang, C. (2017). Effect of soil phosphorus availability and residue quality on phosphorus transfer from crop residues to the following wheat. *Plant Soil* 416, 361–375.
- Fageria, N. K. (1977). Effect of phosphatic fertilization on growth and mineral composition of pea plants (*Pisum sativum* L). *Agrochimica* 21, 75–78.
- FAO, Grupo Técnico Intergubernamental del Suelo (ITPS) (2016). Estado mundial del recurso suelo: Resumen técnico. (pp. 8-17). Roma, Italia: FAO.
- FAO. (2020). Global forest resources assessment 2020: Main report. Rome, Italy: FAO.
- Fardeau, J. C. (1996). Dynamics of phosphate in soils. An isotopic outlook. *Fertilizer Research*, 45, 91–100.
- Farooq, M., & Siddique, K. H. (2015). Conservation agriculture: concepts, brief history, and impacts on agricultural systems. In: Farooq, M., & Siddique, K. H. (Eds), *Conservation*

- agriculture*. (pp. 3-17). Springer.
- Ferreira, P. A. A., Giroto, E., Trentin, G., Miotto, A., Melo, G. W. D. & Ceretta, C. A. (2014). Biomass decomposition and nutrient release from black oat and hairy vetch residues deposited in a vineyard. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, 38, 1621–1632.
- Floate, M. J. (1970). Decomposition of organic materials from hill soils and pastures. III. The effect of temperature on the mineralization of carbon, nitrogen and phosphorus from plant materials and sheep faeces. *Soil Biology and Biochemistry* 2, 187-196.
- Friesen, D. K. & Blair, G.J. (1988). A dual radiotracer study of transformations of organic, inorganic and plant residue phosphorus in soil in the presence and absence of plants. *Australian Journal of Soil Research* 26, 355-366.
- Frossard, E., Condon, L. M., Oberson, A., Sinaj, S. & Fardeau, J. C. (2000). Processes governing phosphorus availability in temperate soils. *Journal of Environmental Quality*, 29, 15-23.
- Fuller, W. H., Nielsen, D. R. & Miller, R. W. (1956). Some factors influencing the utilization of phosphorus from crop residues. *Soil Science Society of America Proceedings* 20, 218-224.
- Furuya, H., Takahashi, T. & Matsumoto, T. (1999). Suppression of *Fusarium solani* f. sp. *phaseoli* on bean by aluminum in acid soils. *Phytopathology*, 89, 47-52.
- Galván-Tejeda, N. D., Peña-Ramírez, V., Mora-Palomino, L., & Siebe, C. (2014). Soil P fractions in a volcanic soil chronosequence of Central Mexico and their relationship to foliar P in pine trees. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 177, 792–802.
- Gatiboni, L.C., Brunetto, G., Dos Santos, R.D. & Kaminski, J. (2013). Fracionamento químico das formas do fósforo do solo: usos e limitações. *Tópicos em Ciência do Solo*, 18, 141-187.
- Grant, C. A., Flaten, D. N., Tomasiewicz, D. J. & Sheppard, S. C. (2001). The importance of early season phosphorus nutrition. *Canadian Journal of Plant Science* 81, 211-224.
- Grzyb, A., Wolna-Maruwka, A. y Alicja Niewiadomska, A. (2020). Environmental factors affecting the mineralization of crop residues. *Agronomy*, 10, 1-18.
- Gómez-Acata, E. S., Valencia-Becerril, I., Valenzuela-Encinas, C. Velásquez-Rodríguez, A. S., Navarro-Noya, Y. E., Montoya-Ciriaco, N., Suárez-Arriaga, M. C., Rojas-Valdez, A., Reyes-Reyes, B. G., Luna-Guido, M. & Dendooven, L. (2016). Deforestation and cultivation with maize (*Zea mays* L.) has a profound effect on the bacterial community structure in soil. *Land Degradation & Development* 27, 1122–1130.
- Guerrero, G., O. Maserá, & Mas, J. F. (2008). Land use / Land cover change dynamics in the Mexican highlands: current situation and long term scenarios. In: Paegelow, M. & Camacho-

- Olmedo, M. T. (Eds.). *Modelling Environmental Dynamics: Advances in Geomatic Solutions*. (pp 57-76). Berlin: Springer.
- Hallama, M., Pekrun, C., Lambers, H. & Kandeler, E. (2019). Hidden miners—the roles of cover crops and soil microorganisms in phosphorus cycling through agroecosystems. *Plant Soil* 434, 7–45.
- Hedley, M. J., Stewart, J. W. B. & Chauhan, B. S. (1982). Changes in inorganic and organic soil phosphorus fractions induced by cultivation practices and by laboratory incubations. *Soil Science Society of America Journal*, 46, 970-976.
- Henríquez, C. (2005). Sorción y desorción de fósforo en un Andisol de Costa Rica dedicado al cultivo de café, caña de azúcar y bosque. *Agronomía Costarricense*, 29(3), 97-105.
- Henríquez, C. (2015). Efecto del uso del suelo sobre las formas de fósforo en un Andisol. *Agronomía Costarricense*, 39(3), 79-85.
- Hinsinger, P. (2001). Bioavailability of soil inorganic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes: a review. *Plant Soil* 237, 173–195.
- Hunt, J.F. & He, Z. (2015). Characteristics of Plant-Derived Water-Extractable Organic Matter and its Effects on Phosphorus Sorption Behavior. In: He, Z. & Wu, F. (eds). *Labile Organic Matter—Chemical Compositions, Function, and Significance in Soil and the Environment*. Soil Science Society of America. Madison: USA.
- Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). (2005). *La fertilización en los cultivos de maíz, sorgo y trigo en México* (pp. 18-24). Guanajuato, México, INIFAP.
- Iqbal, S. M. (2009). Effect of crop residue qualities on decomposition rates, soil phosphorus dynamics and plant phosphorus uptake. PhD Thesis. The University of Adelaide, Soil and Land Systems, pp 1-220.
- Isermeyer, H. (1952): Eine einfache Methode zur Bestimmung der Bodenatmung und der Karbonate im Boden. *Zeitschrift für Pflanzenernährung, Düngung, Bodenkunde* 56, 26-38.
- Ivanoff, D. B., Reddy K. R. & Robinson, S. (1998). Chemical fractionation of organic phosphorus in selected histosols. *Soil Science*, 163, 36-45.
- Jackson, R.B., Canadell, J., Erlinger, J.R., Mooney, H.A., Dala, O.E. & Schulze, E.D. (1996). A global analysis of root distributions for terrestrial biomes. *Oecologia* 108, 389-411.
- Jalali, M. & Ranjbar, F. (2009). Rates of decomposition and phosphorus release from organic residues related to residue composition. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 172, 353-

- Jensen, L. S., Salo, T., Palmason, F., Breland, T. A., Henriksen, T. M., Stenberg, B., Pedersen, A., Lundström, C. & Esala, M. (2005). Influence of biochemical quality on C and N mineralisation from a broad variety of plant materials in soil. *Plant and Soil* 273, 307-326.
- Kakie, T. (1969). Phosphorus fractions in tobacco plants as affected by phosphate application. *Soil Science and Plant Nutrition* 15, 81-85.
- Karlen, D.L., Mausbach, M.J., Doran, J.W., Cline, R.G., Harris, R.F. & Schuman, G.E. (1997). Soil quality: a concept, definition and framework for evaluation. *Soil Science Society of America Journal*, 61, 4-10.
- Kassam, A., Friedrich, T., & Derpsch, R. (2019). Global spread of conservation agriculture. *International Journal of Environmental Studies*, 76, 29-51.
- Krasilnikov, P., Gutiérrez-Castorena, M. C., Ahrens, R. J., Cruz-Gaistardo, C. O., Sedov, S., & Solleiro-Rebolledo, E. (2013). *The soils of Mexico*. (pp. 127-129). Springer.
- Kruse, J., Negassa, W., Appathurai, N., Zuin, L. & Leinweber, P. (2010). Phosphorus speciation in sequentially extracted agroindustrial by-products: Evidence from X-ray absorption near edge structure spectroscopy. *J. Environ. Qual.* 39, 2179–2184.
- Kruse, J., Abraham, M., Amelung, W., Baum, C., Bol, R., Kühn, O., & Leinweber, P. (2015). Innovative methods in soil phosphorus research: A review. *Journal Plant Nutrition Soil Science*, 178, 43-48.
- Kumar, K. & Goh, K. M. (2000). Crop residues and management practices: effects on soil quality, soil nitrogen dynamics, crop yields, and nitrogen recovery. *Advances in Agronomy*, 68, 197-319.
- Kunze, A., Costa, M. D., Epping, J., Loffaguen, J. C., Schuh, R. & Lovato, P. E. (2011). Phosphatase activity in sandy soil influenced by mycorrhizal and non-mycorrhizal cover crops. *Revista Brasileira de Ciência do Solo* 35 (3), 705–711.
- Kwabiah, A. B., Palm, C. A., Stoskopf, N. C. & Voroney, R. P. (2003). Response of soil microbial biomass dynamics to quality of plant materials with emphasis on P availability. *Soil Biology and Biochemistry* 35, 207-216.
- Li, L., Tang, C., Rengel, Z. & Zhang, F. (2003). Chickpea facilitates phosphorus uptake by intercropped wheat from an organic phosphorus source. *Plant and Soil* 248, 297–303.
- Li, X., Rengel, Z., Mapfumo, E. & Singh, B.P. (2007). Increase in pH stimulates mineralization of ‘native’ organic carbon and nitrogen in naturally salt-affected sandy soils. *Plant and Soil* 290, 269-282.

- Li, H., Shen, J. & Zhang, F. (2008). Dynamics of phosphorus fractions in the rhizosphere of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) and durum wheat (*Triticum turgidum durum* L.) grown in monocropping and intercropping systems. *Plant and Soil* 312, 139–150.
- Li, W., Feng, X., Yan, Y., Sparks, D. L. & Phillips, B. L. (2013). Solid-state NMR spectroscopic study of phosphate sorption mechanisms on aluminum (Hydr) oxides. *Environ. Sci. Technol.* 47, 8308–8315.
- Li, L., Tilman, D., Lambers, H. & Zhang, F. S. (2014). Plant diversity and overyielding: insights from belowground facilitation of intercropping in agriculture. *New Phytologist* 203, 63–69.
- Lockman, R.B. (1972). Mineral composition of grain sorghum plant samples. III. Suggested nutrient sufficiency limits at various stages of growth. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 3, 295–303.
- Lucas, R. W., Klaminder, J., Futter, M. N., Bishop, K. H., Egnell, G., Laudon, H., & Högberg, P. (2011). A meta-analysis of the effects of nitrogen additions on base cations: Implications for plants, soils, and streams. *Forest Ecology and Management*, 262, 95-104.
- Lükewille, A. & Alewell, C. (2008). Acidification. In: Sven, E. J. & Brian, F. (Eds.), *Encyclopedia of Ecology*. (pp. 23-31). Oxford, England: Academic Press.
- Lupwayi, N. Z., Clayton, G. W., O'Donovan, J. T., Harker, K. N., Turkington, T. K. & Soon, Y. K. (2007). Phosphorus release during decomposition of crop residues under conventional and zero tillage. *Soil & Tillage Research* 95, 231-239.
- MacKay, D. C. & Leefe, J. S. (1962). Optimum leaf levels of nitrogen, phosphorus and potassium in sweet corn and snap beans. *Canadian Journal of Plant Science* 42, 238–246.
- Mackey, K. R. M. & Paytan, A. (2009). Phosphorus cycle. En: *Environmental Microbiology and Ecology*. (3^a Ed.) (pp: 322-334). Oxford: Academic Press.
- Magdoff, F. & Van Es, H. (2021). *Building Soils for Better Crops. Sustainable Soil Management*. IV Ed, Sustainable Agriculture Research and Education (SARE) Program, National Institute of Food and Agriculture, (USDA).
- Maharjan, M., Maranguit, D. & Kuzyakov, Y. (2018). Phosphorus fractions in subtropical soils depending on land use. *European Journal of Soil Biology*, 87, 17-24.
- Maltais-Landry, G. & Frossard, E. (2015). Similar phosphorus transfer from cover crop residues and water-soluble mineral fertilizer to soils and a subsequent crop. *Plant Soil* 393, 193–205.
- Maranguit, D., Guillaume, T. & Kuzyakov, Y. (2017). Land-use affects phosphorus fractions in highly weathered tropical soils. *Catena*, 149, 385-393.

- Markussen, T., Happel, E. M., Teikari, J. E., Huchaiah, V., Alneberg, J., Andersson, A.F., Sivonen, K., Riemann, L., Middelboe, M., & Kisand, V. (2018). Coupling biogeochemical process rates and metagenomic blueprints of coastal bacterial assemblages in the context of environmental change. *Environmental Microbiology* 20, 3083–3099.
- Marschner, H. (1995). *Mineral Nutrients of Higher Plants*. Academic Press Limited: London, UK.
- Marschner, P. (2007). Plant-Microbe Interactions in the Rhizosphere and Nutrient Cycling. In: Marschner, P. & Rengel, Z. (Eds.) *Nutrient Cycling in Terrestrial Ecosystems* (pp. 159-182). Springer: New York.
- Marschner, P. (2012). *Mineral Nutrition of Higher Plants*, third ed. Elsevier, London, UK.
- Mas, J. F., Lemoine-Rodríguez, R., González, R., López-Sánchez, J., Piña-Garduño, A., y Herrera-Flores, E. (2017). Evaluación de las tasas de deforestación en Michoacán a escala detallada mediante un método híbrido de clasificación de imágenes SPOT. *Madera y bosques*, 23, 119-131.
- McLaughlin, M. J., Alston, A. M., & Martin, J. K. (1988). Phosphorus Cycling in Wheat-Pasture Rotations.II.The role of the Microbial Biomass in Phosphorus Cycling. *Australian Journal of Soil Research* 26, 333-342.
- Meason, F. D., Idol, T. W., Friday, J. B. & Scowcroft, P. G. (2009). Effects of fertilization on phosphorus pools in the volcanic soil of a managed tropical forest. *Forest Ecology and Management*, 258, 2199-2206.
- Mizuno, N., Yoshida, H., Nanzyo, M. & Tadano, T. (1998). Chemical characterization of conducive and suppressive soils for potato scab in Hokkaido, Japan. *Soil Science and Plant Nutrition*, 44, 289-295.
- Moraghan, J. T. (1984). Differential responses of five species to phosphorus and zinc fertilizers. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 15, 437–447.
- Moreno-Espíndola, I. P., Ferrara-Guerrero, M. J., Luna-Guido, M. L., Ramírez-Villanueva, D. A., De León-Lorenzana, A. S., Gómez-Acata, S., González-Terreros, E., Ramírez-Barajas, B., Navarro-Noya, Y. E., Sánchez-Rodríguez, L. M., Fuentes-Ponce, M., Macedas-Jímenez, J. U. & Dendooven, L. (2018). The bacterial community structure and microbial activity in a traditional organic milpa farming system under different soil moisture conditions. *Front. Microbiol.* 9, 2737.
- Morel, C., Tiessen, H., & Stewart, J. W. B. (1996). Correction for P-sorption in the measurement of soil microbial biomass P by CHCl₃ fumigation. *Soil Biology and Biochemistry*, 28(12), 1699-1706.

- Murphy, J. & Riley, J. P. (1962). A modified single solution method for the determination of phosphate in nature waters. *Analytica Chimica Acta*, 27, 31-36.
- Muñoz-Rojas, M., Erickson, T.E., Dixon, K.W. & Merritt, D.J. (2016). Soil quality indicators to assess functionality of restored soils in degraded semiarid ecosystems. *Restoration Ecology*, 24, 1-10.
- Nachimuthu, G., Guppy, C., Kristiansen, P. & Lockwood, P. (2009). Isotopic tracing of phosphorus uptake in corn from ³³P labelled legume residues and ³²P labelled fertilisers applied to a sandy loam soil. *Plant Soil* 314, 303–310.
- Nadeem, M., Mollier, A., Morel, C., Vives, A., Prud'Homme, L. & Pellerin, S. (2011). Relative contribution of seed phosphorus reserves and exogenous phosphorus uptake to maize (*Zea mays* L.) nutrition during early growth stages. *Plant and Soil* 346, 231-244.
- Nanzyo, M. & Yamasaki, S. (1998). Phosphorus bearing mineral in fresh, andesite and rhyolite tephros in northern part of Japan. *Phosphorus Research Bulletin*, 8, 95-100.
- Nanzyo, M., Tsuzuki, H., Otuska, H. & Yamasaki, S. (2001). Origin of clay-size vermiculite in sandy volcanic ash soils derived from modern Pinatubo lahar deposits in Central Luzon, Philippines. *Clay Science*, 11, 381-390.
- Nanzyo, M. (2002). Unique properties of volcanic ash soils. *Global Environ. Res.* 6 (2), 99-112.
- Navarrete-Segueda, A., Correa, G. V., Blanco, J. L., y Gamino, M. D. L. R. (2011). Naturaleza y utilidad de los indicadores de calidad del suelo. *ContactoS*, 80, 29-37.
- Nishio, M. (1996) Transformation of materials and micorobes in cultivated upland soils. In: *Microbes in Soils* (revised ed.), Hakuyusha, Tokyo, pp.25-58.
- Noack, R. S., McLaughlin, J. M., Smernik, J. R., McBeath, M. T. & Armstrong D. R. (2012). Crop residue phosphorus: speciation and potential bio-availability. *Plant Soil*, 359, 375-385.
- Noack, S. R. (2014). *Crop residue phosphorus: Speciation and release in cropping soils*. Ph.D. thesis. School of Agriculture, Food and Wine University of Adelaide.
- Noack, S. R., McBeath, T. M., McLaughlin, M. J., Smernik, R. J. & Armstrong, R. D. (2014). Management of crop residues affects the transfer of phosphorus to plant and soil pools: Results from a dual-labelling experiment. *Soil Biol. Biochem.* 71, 31–39.
- NOM-021-RECNAT. 2000. *Especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis, Secretaria del medio ambiente y recursos naturales*. México, D.F
- Nwoke, O. C., Vanlauwe, B., Diels, J. & Sanginga, N. (2004). Impact of residue characteristics on phosphorus availability in West African moist savanna soils. *Biology and Fertility of Soils* 39, 422-428.

- Nziguheba, G., Palm, C. A., Buresh, R. J., & Smithson, P. C. (1998). Soil phosphorus fractions and adsorption as affected by organic and inorganic sources. *Plant and soil* 198, 159-168.
- Oberson, A. & Joner, E.J. (2005). Microbial turnover of phosphorus in soil. In: Turner, B.L., Frossard, E., Baldwin, D. (Eds.), *Organic Phosphorus in the Environment*. CABI, Wallingford, Oxon, UK, pp. 133-164.
- Oberson, A., Pypers, P., Bünemann, E.K. & Frossard, E. (2011). *Chapter 17. Management impacts on biological phosphorus cycling in cropped soils*. In: Bünemann, E.K., Oberson, A., Frossard, E. (Eds.), *Phosphorus in Action: Biological Processes in Soil Phosphorus Cycling*. Soil Biology vol. 26. Springer, Heidelberg, pp. 431-458.
- Oehl, F., Oberson, A., Probst, M., Fliessbach, A., Roth, H.R. & Frossard, E. (2001). Kinetics of microbial phosphorus uptake in cultivated soils. *Biology and Fertility of Soils* 34, 31-41.
- Oehl, F., Frossard, E., Fliessbach, A., Dubois, D. & Oberson, A. (2004). Basal organic phosphorus mineralization in soils under different farming systems. *Soil Biology and Biochemistry*, 36, 667-675.
- Oelkers, E. H. & Valsami-Jones, E. (2008). Phosphate mineral reactivity and global sustainability. *Elements* 4, 83–87
- Olander, L. P. & Vitousek, P. M. (2004). Biological and geochemical sinks for phosphorus in soil from a wet tropical forest. *Ecosystems* 7, 404–419.
- Orduño-Torres, M. A., Kallas, Z. & Ornelas-Herrera, S. I. (2020). Farmers' environmental perceptions and preferences regarding climate change adaptation and mitigation actions; towards a sustainable agricultural system in México. *Land Use Policy* 99, 1-23.
- Parfitt, R. L. (1989). Phosphate reactions with natural allophane, ferrihydrite and goethite. *J Soil Sci* 40, 359–369.
- Paustian, K., Lehmann, J., Ogle, S., Reay, D., Robertson, G.P. & Smith, P. (2016). Climate smart soils. *Nature*, 532, 49-57.
- Plank, C.O. (1988). *Plant Analysis Handbook for Georgia*. Athens: Cooperative Extension Services University of Georgia.
- Poeplau, C. & Don, A. (2015). Carbon sequestration in agricultural soils via cultivation of cover crops – A meta-analysis. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 200, 33-41.
- Raiesi, F. (2006). Carbon and N mineralization as affected by soil cultivation and crop residue in a calcareous wetland ecosystem in Central Iran. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 112, 13-20.

- Randriamanantsoa, L., Frossard, E., Oberson, A. & Bünemann, E. K. (2015). Gross organic phosphorus mineralization rates can be assessed in a ferralsol using an isotopic dilution method. *Geoderma*, 257-258, 86-93.
- Ranaivoson, L., Naudin, K., Ripoche, A., Affholder, F., Rabearisoa, L. & Corbeels, M. (2017). Agro-ecological functions of crop residues under conservation agriculture. A review. *Agron. Sustain. Dev.* 37, 26.
- Reed, S.C., Townsend, A.R., Taylor, P.G. & Cleveland, C.C. (2011). Phosphorus cycling in tropical Forests growing on highly weathered soils. In: Bünemann, E.K., Oberson, A. & Frossard, E. (Eds.), *Phosphorus in Action e Biological Processes in Soil Phosphorus Cycling*. Soil Biology vol. 26. Springer, Heidelberg, pp. 339-369.
- Redel, Y., Rubio, R. Godoy, R. & Borie, F. (2008). Phosphorus fractions and phosphate activity in an Andisol under different forest ecosystems. *Geoderma*, 145, 216-221.
- Reicosky, D. C. (2015). Conservation tillage is not conservation agriculture. *Journal of Soil and water conservation*, 70, 103A-108A.
- Richardson, A. E. (1994) Soil Microorganisms and Phosphorus Availability. In: Pankhurst, C. E., Doube, C. E. & Grace, P. R. (Eds.). *Soil Biota: Mangament in Sustainable Farming Systems*. (pp. 52-62). CSIRO: Australia, East Melbourne, Vic.
- Richardson, A. E. (2001). Prospects for using soil microorganisms to improve the acquisition of phosphorus by plants. *Australian Journal Plant Physiology* 28, 897-906.
- Richardson, A. E., George, T. S., Hens, M. & Simpson, R. J. (2005). Utilization of soil organic phosphorus by higher plants. In: Turner, B., Frossard, E. & Baldwin, D. S. (Eds.) *Organic phosphorus in the environment* (pp 165–185). CABI: Wallingford.
- Richardson, A. E. & Simpson, R. J. (2011). Soil microorganisms mediating phosphorus availability. *Plant Physiology* 156, 989-996.
- Roberts, T. L. & Johnstson, A. E. (2015). Phosphorus use efficiency and management in agriculture. *Resources, Conservation and Recycling*, 105, 275-281.
- Rose, T.J., Rengel, Z., Ma, Q. & Bowden, J.W. (2008). Post-flowering supply of P, but not K, is required for maximum canola seed yields. *European Journal of Agronomy* 28, 371-379.
- Ruttenberg, K. C. (2014). The Global Phosphorus Cycle. *Treatise on Geochemistry*, 10, 499– 558.
- Saavedra, C., Velasco, J., Pajuelo, P., Perea, F. & Delgado, A. (2007). Effects of tillage on phosphorus release potential in a Spanish vertisol. *Soil Science Society of America Journal* 71, 56-63.

- Salomé, C., Coll, P., Lardo, E., Metay, A., Villenave, C., Marsden, C., Blanchart, E., Hinsinger, P. & Le Cadre, E. (2016). The soil quality concept as a framework to assess management practices in vulnerable agroecosystems: A case study in Mediterranean vineyards. *Ecological Indicators*, 61, 456-465.
- Sánchez, C. A. (2007). Phosphorus. In: Barker, V. A. & Pilbeam, J. D. (Eds.), *Handbook of Plant Nutrition* (pp.51-90). New York, Taylor & Francis Group.
- Sánchez-Espinosa, J. & Rubiano-Sanabria, Y. (2015). Procesos específicos de formación en Andisoles, Alfisoles y Ultisoles en Colombia. *Escuela de Ingeniería de Antioquia*, 12, 85- 97.
- Sanyal, S. K. & Datta, S. K. (1991). Chemistry of phosphorus transformation in soil. *Advances in Soil Science* 16, 1-120.
- SAS Institute. 2000. SAS/SAT user's guide: statistics. SAS Institute. Cary, NC, USA.
- Schachtman, D. P., Reid, R. J. & Ayling, S. M. (1998). Phosphorus Uptake by Plants: From Soil to Cell. *Plant Physiology* 116, 447-453.
- Schmidt, M. W. I., Torn, M.S., Abiven, S., Dittmar, T., Guggenberger, G., Janssens, I.A., Kleber, M., Kogel-Knabner, I., Lehmann, J., Manning, D. A. C., Nannipieri, P., Rasse, D. P., Weiner, S., & Trumbore, S. E. (2011). Persistence of soil organic matter as an ecosystem property. *Nature* 478, 49–56
- Schultz, J.E. & French, R.J. (1976). Mineral content of herbage and grain of Halberd wheat in South Australia. *Australian Journal of Experimental Agriculture and Animal Husbandry* 16, 887-892.
- Schultz, J.E. & French, R.J. (1978). The mineral content of cereals, grain legumes and oilseed crops in South Australia. *Australian Journal of Experimental Agriculture and Animal Husbandry* 18, 579-585.
- Seitz, S., Goebes, P., Puerta, V.L., Pujol-Pereira, E. I., Wittwer, R., Six, J., van der Heijden, M. G. A. & Scholten, T. (2019). Conservation tillage and organic farming reduce soil erosion. *Agron. Sustain. Dev.* 39, 4.
- Shah, A. N., Tanveer, M., Shahzad, B., Yang, G., Fahad, S., Ali, S., Bukhari, M. A., Tung, S. A., Hafeez, A. & Souliyanonh, B. (2017). Soil compaction effects on soil health and crop productivity: an overview. *Environmental Science and Pollution Research*, 24, 10056-10067.
- Shahbaz, M., Kuzyakov, Y. & Heitkamp, F. (2017). Decrease of soil organic matter stabilization with increasing inputs: Mechanisms and controls. *Geoderma* 304. 76-82.
- Shakoor, A., Ashraf, F., Shakoor, S., Mustafa, A., Rehman, A. & Altaf, M. M. (2020). Biogeochemical transformation of greenhouse gas emissions from terrestrial to atmospheric

- environment and potential feedback to climate forcing. *Environmental Science and Pollution Research*, 27, 38513-38536.
- Shane, M.W., McCully, M.E. & Lambers, H. (2004). Tissue and cellular phosphorus storage during development of phosphorus toxicity in *Hakea prostrata* (Proteaceae). *Journal of Experimental Botany* 55, 1033-1044.
- Sharma, P., Singh, A., Kahlon, C., Brar, A., Grover, K., Dia, M. & Steiner, R. (2018). The role of cover crops towards sustainable soil health and agriculture: a review paper. *American Journal of Plant Sciences* 9, 1935-1951.
- Shen, J., L. Yuan, J. Zhang, H. Li, Z. Bai, X. Chen, W. Zhang & F. Zhang. (2011). Phosphorus Dynamics: From Soil to Plant. *Plant Physiology* 156, 997-1005.
- Shoji, S. & Fujiwara, T. (1984). Active aluminum and iron in the humus horizons of Andosols from northeastern Japan: their forms, properties, and significance in clay weathering. *Soil Sci.* 137, 216–226.
- Shoji, S. (1985). Genesis and properties of non-allophanic Andisols in Japan. *Applied Clay Sci.* 1, 83–88.
- Shoji, S., Nanzyo, M., and Dahlgren, R. A. (1993). *Volcanic Ash Soils—Genesis, Properties and Utilization*. p. 288. Elsevier, Amsterdam, the Netherlands.
- Silver, W. L., Ryan K. & Miya, R. K. (2001). Global patterns in root decomposition: comparisons of climate and litter quality effects. *Oecologia* 129, 407–419.
- Simpson, R.J., Oberson, A., Culvenor, R.A., Ryan, M.H., Veneklaas, E.J., Lambers, H., Lynch, J.P., Ryan, P.R., Delhaize, E., Smith, F.A., Smith, S.E., Harvey, P.R. & Richardson, A.E. (2011). Strategies and agronomic interventions to improve the phosphorus-use efficiency of farming systems. *Plant and Soil* 349, 89-120.
- Singh, B. & Rengel, Z. (2007). The Role of Crop Residues in Improving Soil Fertility. In Marschner, P. & Rengel, Z. (Eds), *Nutrient Cycling in Terrestrial Ecosystems*. (pp. 183-214). New York: Springer.
- Skaalsveen, K., Ingram, J. & Clarke, L.E. (2019). The effect of no-till farming on the soil functions of water purification and retention in north-western Europe: A literature review. *Soil and Tillage Research* 189, 98-109.
- Smith, C. R., Blair, P. L., Boyd, C., Cody, B., Hazel, A., Hedrick, A., Kathuria, H., Khurana, P., Kramer, B., Muterspaw, K., Peck, C., Sells, E., Skinner, J., Tegeler, C., & Wolfe, Z. (2016). Microbial community responses to soil tillage and crop rotation in a corn/soybean agroecosystem. *Ecology and Evolution* 6, 8075–8084.

- Soil Survey Staff. (1999). *Soil Taxonomy: A basic system of soil classification for marking and interpreting soil survey*. Agriculture Handbook 436. United Department of Agriculture, Natural Resources Conservation Service. Washington, D. C. United States.
- Soltangheisi, A., Rodrigues, M., Coelho, M. J. A., Gasperini, A. M., Sartor, L. R., & Pavinato, P. S. (2018). Changes in soil phosphorus lability promoted by phosphate sources and cover crops. *Soil and Tillage Research* 179, 20–28.
- Soltangheisi, A., Bettoni-Teles, A. P., Sartor, L. R. y Pavinato, P. S. (2020). Cover cropping may alter legacy phosphorus dynamics under long-term fertilizer addition. *Frontiers in Environmental Science*, 8, 1-12.
- Spohn, M., Ermak, A. & Kuzyakov, Y. (2013). Microbial gross organic phosphorus mineralization can be stimulated by root exudates – a ³³P isotopic dilution study. *Soil Biology and Biochemistry*, 65, 254–263.
- Stewart, J. W. B. & Tiessen, H. (1987). Dynamics of soil organic phosphorus. *Biogeochemistry* 4, 41–60.
- Takahashi, T. & Dahlgren, R. A. (1998). Possible control of aluminum solubility by 1 M KCl treatment in some soils dominated by aluminum-humus complexes. *Soil Science and Plant Nutrition*, 44, 43-51.
- Takahashi, T., & Dahlgren, R. A. (2016). Nature, properties and function of aluminum-humus complexes in volcanic soils. *Geoderma*, 263, 110-121.
- Tian, D. & Niu, S. (2015). A global analysis of soil acidification caused by nitrogen addition. *Environmental Research Letters*, 10, 1-10.
- Tiessen, H., Stewart, J. W. B., & Cole, C. V. (1984). Pathways of phosphorus transformations in soils of differing pedogenesis. *Soil Science Society of American Journal*, 48, 853–858.
- Tiessen, H., Stewart, J. W. B. & Oberson, A. (1994). Innovative Soil Phosphorus Availability Indices: Assessing Organic Phosphorus. In: Havlin, J. L. & Jacobsen, J. S. (Eds.). *Soil Testing: Prospects for improving Nutrient Recommendations* (pp. 143-162). Soil Science Society of America: Madison, WI, USA.
- Tinoco-Varela, D. & Bayuelo-Jiménez, J. S. (2021). Formas y distribución de fósforo en un Andisol con sistemas contrastantes de uso del suelo del centro de México. *Terra Latinoamericana* 39, 1-11.
- Trujillo-González, J. M., Mahecha, J. D., & Torres-Mora, M. (2018). El recurso suelo: un análisis de las funciones, capacidad de uso e indicadores de calidad. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental*, 9, 31-38.

- Turner, B.L., Driessena, J.P., Haygarth, P.M. & Mckelvie, I.D. (2003). Potential contribution of lysed bacterial cells to phosphorus solubilisation in two rewetted Australian pasture soils. *Soil Biology & Biochemistry* 35, 187-189.
- Ugolini, F. C. & Dahlgren, R. A. (1991). Weathering environments and occurrence of imogolite/allophane in selected Andisols and Spodosols. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 55, 1166–1171.
- Velázquez, G., Calabi-Floody, M., Poblete-Grant, P., Rumpel, C., Demanet, R., Condrón, L., & Mora, M. L. (2016). Fertilizer effects on phosphorus fractions and organic matter in Andisols. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 16, 294–304.
- Veneklaas, E.J., Lambers, H., Bragg, J., Finnegan, P.M., Lovelock, C.E., Plaxton, W.C., Price, C.A., Scheible, W.-R., Shane, M.W., White, P.J. & Raven, J.A. (2012). Opportunities for improving phosphorus-use efficiency in crop plants. *New Phytologist* 195, 306-320.
- Verhulst, N., François, I. & Govaerts, B. (2015). *Agricultura de conservación y captura de carbono en el suelo: Entre el mito y la realidad del agricultor*. D. F., México:Mas Agro.
- Walkley, A. & Black, A. I. (1934). An examination of the method for determination soil organic matter, and a proposed codification of the chromic acid titration method. *Soil Science*, 37, 29-38.
- Wang, J. B., Chen, Z. H., Chen, L. J., Zhu, A. N. & Wu, Z. J. (2011). Surface soil phosphorus and phosphatase activities affected by tillage and crop residue input amounts. *Plant Soil Environ.* 57, 251–257.
- Ward, R.C., Whitney, D.A. & Westfall, D.G. (1973). Plant analysis as an aid in fertilizing small grains. In: Walsh, L.M. & Beaton, J.D. (Eds.), *Soil Testing and Plant Analysis* (pp. 329–348). Madison, WI: SSSA.
- Wardle, D.A. (1992). A comparative assessment of factors which influence microbial biomass carbon and nitrogen levels in soil. *Biological Reviews* 67, 321-358.
- Wasaki, J., Maruyama, H., Tanaka, M., Yamamura, T., Dateki, H., Shinano, T., Ito, S. y Osaki, M. (2009). Overexpression of the LASAP2 gene for secretory acid phosphatase in white lupin improves the phosphorus uptake and growth of tobacco plants. *Soil Sci. Plant Nutr.* 55, 107–113.
- Watt, M. & Evans, J.R. (1999). Proteoid roots. Physiology and development. *Plant Physiology* 121 (2), 317–323.
- Weihrauch, C & Opp, C. (2018). Ecologically relevant phosphorus pools in soils and their dynamics: The story so far. *Geoderma*, 325, 183-194.
- Wendling, M., Büchi, L., Amossé, C., Sinaj, S., Walter, A. y Charles, R. (2016). Influence of root and leaf traits on the uptake of nutrients in cover crops. *Plant Soil*, 409, 419-434.

- Wen-Feng, C., Suriyagoda, L. D. B. & Lambers, H. (2020). Tightening the Phosphorus Cycle through Phosphorus-Efficient Crop Genotypes. *Trends in Plant Science* 25, 967-975.
- White, R. E. & Ayoub, A. T. (1983). Decomposition of plant residues of variable C: P ratio and the effect on soil phosphate availability. *Plant and Soil* 74, 163-173.
- White, P.J. & Hammond, J.P. (2008). *The Ecophysiology of Plant-phosphorus Interactions*. Springer, Dordrecht, The Netherlands.
- White, P. J. & Veneklaas, E. J. (2012). Nature and nurture: the importance of seed phosphorus content. *Plant Soil* 357, 1-8.
- Woyessa, Y. E. & Bennie, T. P. (2004). Factors affecting runoff and soil loss under simulated rainfall on a sandy Bainsvlei Amalia soil. *S Afr J Plant Soil* 21, 203–208.
- Zhang, J., van der Heijden, M. G. A., Zhang, F. & Bender, S. F. (2020). Soil biodiversity and crop diversification are vital components of healthy soils and agricultural sustainability. *Frontier of Agricultural Science and Engineering*, 7, 236-242.
- Zibilske, L. M. & Bradford, J. M. (2003). Tillage effects on phosphorus mineralization and microbial activity. *Soil Science* 168, 677-685.
- Zornoza, R., Acosta, J. A., Bastida, F., Domínguez, S. G., Toledo, D. M., & Faz, A. (2015). Identification of sensitive indicators to assess the interrelationship between soil quality, management practices and human health. *Soil*, 1, 173.